

Número 121 · octubre 2017 ISSN 2448-7589

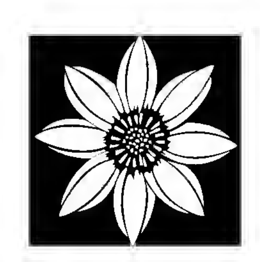
ActaBotanicaMexicana

Flora en playas y dunas costeras de México



Acta Botanica Mexicana

núm. 121 Octubre 2017



Acta Botanica Mexicana (ISSN 2448-7589) es una publicación del Instituto de Ecología, A.C. que aparece cuatro veces al año. Da a conocer trabajos originales e inéditos sobre temas botánicos y en particular los relacionados con plantas mexicanas. Todo artículo que se presente para su publicación deberá dirigirse al Comité Editorial de Acta Botanica Mexicana. Pueden reproducirse sin autorización pequeños fragmentos de texto siempre y cuando se den los créditos correspondientes. La reproducción o traducción de artículos completos requiere el permiso de la institución que edita la revista. Las normas editoriales e instrucciones para los autores pueden consultarse en la página abm.ojs.inecol.mx.

Acta Botanica Mexicana está actualmente incluida en los siguientes índices y bases de datos de literatura científica: Biological Abstracts, BIOSIS Previews, Dialnet, Índice de Revistas Mexicanas de Investigación Científica y Tecnológica del CONACyT, Journal Citation Reports/Science Edition (con cálculo de factor de impacto), Latindex – Catálogo, RedALyC, SciELO Citation Index y Scopus.ducts Abstracts, Latindex y Seriunam.

Acta Botanica Mexicana, Núm. 121, octubre 2017. Publicación trimestral editada por el Instituto de Ecología, A.C., a través del Centro Regional del Bajío. Editor responsable: Marie-Stéphanie Samain. Reservas de Derechos al Uso Exclusivo No. 04-2016-062312171000-203, ISSN 2448-7589, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor. Certificado de Licitud de título No. 13454, Certificado de Licitud de Contenido No. 11027, otorgados por la Comisión Calificadora de Publicaciones y Revistas Ilustradas de la Secretaría de Gobernación. Domicilio de la publicación: Ave. Lázaro Cárdenas 253, C.P. 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México. Tel. +52 (434) 3 42 26 98. abm.ojs.inecol.mx.



Contenido

artículos de investigación

notas científicas



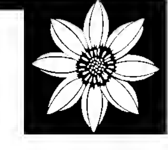
Contents

research articles

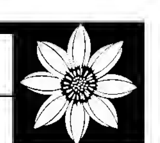
scientific notes

ARTÍCULOS DE INVESTIGACIÓN

RESEARCH ARTICLES



Acta Botanica Mexicana 121: 7-38 Octubre **2017**



Centros de origen, domesticación y diversidad genética de la ciruela mexicana, *Spondias purpurea* (Anacardiaceae)

Origin, domestication, and genetic diversity centers of the Mexican plum, *Spondias purpurea* (Anacardiaceae)

Norka María Fortuny-Fernández[1], Miriam Monserrat Ferrer[1,2], María del Rocío Ruenes-Morales[1]

1 Universidad Autónoma de Yucatán, Campus de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Departamento de Conservación y Manejo de Recursos Naturales Tropicales, km 15.5 Carretera Mérida-Xmatkuil, Apdo. postal 4-116, Itzimná, 97143 Mérida, Yucatán, México.

2 Autor para la correspondencia: mferrer@correo.uady.mx

Citar como:
Fortuny-Fernández, N. M., M. M. Ferrer y M. del R. Ruenes-Morales. 2017. Centros de origen, domesticación y diversidad genética de la ciruela mexicana, *Spondias purpurea* (Anacardiaceae). Acta Botanica Mexicana 121: 7-38. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1289

Recibido: 2 de febrero de 2016.
Revisado: 10 de octubre de 2016.
Aceptado: 18 de mayo de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1289

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: La identificación de poblaciones silvestres, con manejo agrícola o silvícola en los centros de origen y domesticación de plantas, es una acción importante en la conservación de los recursos fitogenéticos. Para identificar los centros de origen, domesticación y diversidad genética de *Spondias purpurea* en Mesoamérica se realizó un análisis filogeográfico de la especie.

Métodos: Se amplificó el marcador de DNAcp *trnS-trnG* para 66 accesiones del banco de germoplasma de *S. purpurea* y se obtuvieron las secuencias publicadas en GenBank para este marcador en el género *Spondias*. Las secuencias se agruparon en 54 poblaciones distribuidas de siete provincias biogeográficas de Mesoamérica, de acuerdo con las localidades de las colectas, y en tres categorías: silvestre, silvícola y agrícola.

Resultados clave: Se identificaron 38 haplotipos diferentes de los cuales 17 son exclusivos de *S. purpurea*, 12 a *S. mombin*, dos a *S. radlkoferi* y tres a *S. testudinis*; uno agrupa a *S. purpurea* y *S. mombin*, y uno a *S. purpurea* y *S. radlkoferi*. El análisis de contingencia anidada resultó en cinco grupos de haplotipos para las secuencias de todas las especies y otros cinco para los haplotipos de *S. purpurea*.

Conclusiones: El análisis de los resultados sugiere lo siguiente: 1) la falta de diferenciación entre los linajes podría deberse a hibridación entre las especies del género, lo que debe comprobarse con otros marcadores moleculares; 2) el centro de origen de *S. purpurea* se encuentra en la región de occidente de México (Jalisco, Nayarit, Michoacán); 3) el centro de origen y la región de Guatemala son centros de domesticación de *S. purpurea*; 4) existen ocho poblaciones que contienen haplotipos importantes para la conservación del germoplasma y tres provincias con diversidad nucleotídica importante.

Palabras clave: árboles frutales, filogeografía, red de haplotipos, *Spondias mombin*, *Spondias radlkoferi*, *Spondias testudinis*.

Abstract:

Background and Aims: Conservation of wild and cultivated populations in which cultivated plants originated and were domesticated is an important management action for phytogenetic resources. The aim of this study was to identify the centers of origin, domestication and genetic diversity of *Spondias purpurea* in Mesoamerica through phylogeographic analyses.

Methods: The *trnS-trnG* cpDNA marker was amplified for 66 accessions from the germplasm bank of *S. purpurea* and sequences from Genbank published for the genus *Spondias* were retrieved. Sequences were grouped in 54 populations from seven biogeographic provinces based on populations sampled, and, based on the management status of the specimens, in three categories: wild, forestry management and agricultural management.

Key results: In total, 38 different haplotypes were identified, 17 were exclusive for *S. purpurea*, 12 to *S. mombin*, two to *S. radlkoferi*, and three to *S. testudinis*; one grouped both *S. purpurea* and *S. mombin*, and one both *S. purpurea* and *S. radlkoferi*. Five groups of haplotypes were identified with the nested contingency analysis for all sequences of the genus, and another five for the *S. purpurea* sequences.

Conclusions: Analyses of the results suggest the following: 1) the lack of differentiation between the lineages may be due to hybridization between species of this genus, a hypothesis yet to be tested with other molecular markers; 2) the Western region of Mexico (Jalisco, Nayarit, Michoacán) is the center of origin; 3) the center of origin as well as Guatemala are domestication centers; 4) eight populations are particularly important for germplasm conservation programs due to the haplotypes they contain and three provinces with high nucleotide diversity.

Key words: fruit trees, haplotype network, phylogeography, *Spondias mombin*, *Spondias radlkoferi*, *Spondias testudinis*.

Introducción

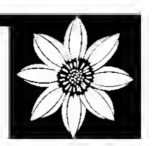
Los conceptos de centro de origen de una especie, centro de domesticación y centro de diversidad genética juegan un papel importante en la priorización de áreas de conservación y manejo de recursos fitogenéticos. El centro de origen de una especie es el área geográfica en donde surge este taxon y desde el cual se dispersó y adquirió su distribución actual (Croizat et al., 1974). El centro de domesticación de una planta con manejo agrícola es aquella región en donde ocurrió la domesticación más temprana de las plantas silvestres que constituyen los sistemas de alimentación de los distintos pueblos (Engels et al., 2006; Boege, 2009). El centro de diversidad genética, por otra parte, es el sitio en donde existen tanto poblaciones silvestres como diferentes razas o variantes silvestres de una planta cultivada (Engels et al., 2006; Boege, 2009).

La domesticación y diversificación no son eventos históricos únicos que se desarrollen en un momento dado, sino que se trata de un largo proceso de dispersión y adaptación continua (Engels et al., 2006; Zeder et al., 2006; Boege, 2009; Piperno, 2011), a diferencia del origen de una especie que ocurre una sola vez, por lo que pueden existir varios centros de domesticación y diversidad genética para una especie cultivada. Los centros de origen, domesticación y diversidad genética son regiones importantes para la conservación del germoplasma original de las especies, porque los ancestros silvestres de las especies cultivadas son recursos fitogenéticos importantes que pueden contribuir a resolver problemas de alimentación presentes o futuros mediante planes de mejoramiento genético (Engels et al., 2006; Hernández-Verdugo et al., 2006; Boege, 2009; Jamnadass et al., 2009).

Adicionalmente, identificar los centros de domesticación y diversidad genética proporciona una información valiosa para entender cómo operaron los mecanismos de selección en plantas manejadas por el hombre (Zeder et al., 2006; Boege, 2009). Para establecer el centro de origen y los centros de domesticación de una especie, es necesario recopilar información utilizando evidencia paleoecológica, arqueológica y filogenética. Sin embargo, en los casos en los que no existen estudios paleoecológicos y/o registros arqueológicos, la información filogeográfica obtenida con marcadores moleculares puede ayudar a inferir tanto el centro de origen, como el número aproximado y sitio en donde ocurrió la domesticación de la especie (Jamnadass et al., 2009).

Uno de los enfoques más empleados para el estudio evolutivo de plantas domesticadas es el de la filogeografía (Schaal et al., 1998; Schaal y Olsen, 2000; Doebley et al., 2006; Engels et al., 2006; Jamnadass et al., 2009; Gross y Olsen, 2010), entendida como el estudio de los principios y procesos que rigen la distribución espacial de los linajes genealógicos dentro y entre especies (Avise, 2000). Los marcadores moleculares de DNA de cloroplasto son los que se han privilegiado en los estudios filogeográficos de las plantas, porque tienen mayor probabilidad de retener la información biogeográfica (Burger et al., 2008; Byrne y Hankinson, 2012; Nybom et al., 2014). En términos generales se asume que la diversidad genética de las especies cultivadas es menor que la de sus ancestros silvestres como consecuencia de la selección direccional y los cuellos de botella a que se someten las especies domesticadas. Sin embargo, existe evidencia de que tanto el flujo génico como la endogamia son inducidas por la domesticación. Por ejemplo, en plantas domesticadas en Mesoamérica, se propició el flujo génico a través de la dispersión deliberada de explantes de *Stenocereus pruinosus* (Otto ex Pfeiff.) Buxb. (Parra et al., 2012), o la endogamia por la selección de fenotipos que tienden a auto-polinizarse con mayor frecuencia en *Polaskia chichipe* (Gosselin) Backeb. (Otero-Arnaiz et al., 2003).

Mesoamérica se reconoce como uno de los principales centros de origen, domesticación y diversidad biológica de plantas cultivadas para la alimentación humana y animal (Vavilov, 1951; Harlan, 1971; Perales-Rivera y Aguirre-Rivera, 2008), en donde se domesticaron más de 100 especies de plantas (Hernández-Xolocotzi, 1998; Casas et al., 2007). La ciruela mexicana (*Spondias purpurea* L.) es una especie semi-domesticada, con niveles incipientes o intermedios de domesticación en la región Mesoamericana (Miller y Knouft, 2006; Ruenes-Morales et al., 2010) en la que las poblaciones cultivadas presentan una gran similitud genética con las poblaciones silvestres (Miller y Schaal,



2006). Estudios filogeográficos previos sugieren dos probables centros de domesticación de esta especie, uno en las selvas bajas caducifolias del sur de Jalisco y Colima, y otro en las selvas bajas de la costa sur de El Salvador (Miller y Schaal, 2005). Sin embargo, se desconoce cuál es el centro de origen de esta especie, y si existen otros sitios adicionales de domesticación a los reportados por Miller y Schaal (2005). Ruenes-Morales et al. (2010) sugieren a la Península de Yucatán como otro sitio de domesticación ya que se encuentra una gran diversidad de formas cultivadas de esta especie. La falta de información sobre sitios adicionales de domesticación puede deberse en gran medida a la falta de inclusión de ejemplares de sitios donde la especie se distribuye en México y que no fueron incluidos en los trabajos de Miller y Schaal, 2005 y Miller, 2008. Al incrementarse el número de muestras representativas de diferentes regiones es posible detectar un número mayor de eventos de domesticación, como se demostró en el caso del frijol lima "ib" (*Phaseolus lunatus* L.) (Andueza-Noh, 2012).

Para este estudio nos preguntamos lo siguiente: ¿cuál es el centro de origen de *Spondias purpurea* y cuáles son sus diferentes centros de domesticación y diversidad genética en Mesoamérica? Para lograr tal objetivo, se realizó un análisis filogeográfico empleando el espaciador intergénico *trnS-trnG* del cloroplasto. Las secuencias analizadas se obtuvieron de colectas llevadas a cabo por las autoras, ejemplares del banco de germoplasma de la red de ciruela del Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI, de aquí en adelante) y las reportadas por Miller y Schaal (2006). Para su análisis las secuencias se agruparon en 54 poblaciones que se presentan en nueve de las 14 regiones biogeográficas reconocidas por Espinosa-Organista et al. (2008) para la región Mesoamericana de México.

Materiales y Métodos

Aislamiento, amplificación y secuenciación de DNA

El DNA genómico se obtuvo de tejido foliar de 66 individuos de *Spondias purpurea* que constituyen la colección viva que es el reservorio de germoplasma de la Red Ciruela SINAREFI, que se encuentran albergada en el Centro Regional Universitario de la Península de Yucatán-Universidad Autónoma Chapingo (CRUPY-UACh, de aquí en adelante). Las colectas para conformar este banco de germoplasma se realizaron en cuatro regiones productoras de ciruela mexicana: Vertiente Pacífico Norte (Jalisco, Nayarit, Sinaloa y Sonora); Vertiente Pacífico Sur (Chiapas, Guerrero, Michoacán y Oaxaca), Centro-Sur (Morelos, Puebla y Veracruz), y Sureste de México (Campeche, Quintana Roo, Tabasco y Yucatán).

En cada una de las zonas se colectaron estacas (1 m de altura y 5 cm de diámetro) de individuos en pie para las principales variedades tradicionales de la ciruela mexicana y de las poblaciones silvestres remanentes en las zonas, de acuerdo a las indicaciones de informantes clave. Las estacas colectadas se mantienen en las instalaciones del CRUPY-UACh y un respaldo en la Universidad Autónoma de Yucatán (UADY) y la información de las colectas (nombre de la variedad, colector(es), geo-referencias, usos de la planta) se mantiene en la base de datos del banco de germoplasma a cargo del SINAREFI. La distribución de las accesiones corresponde al siguiente número de individuos por estado de procedencia: 12 de Campeche, 15 de Morelos, uno de Nayarit, uno de Michoacán, dos de Jalisco, uno de Sinaloa, dos de Tabasco, tres de Veracruz y 27 de Yucatán (Apéndice 1).

El DNA se extrajo de muestras de 250 mg de tejido macerado con nitrógeno líquido empleando el método CTAB mini-prep modificado por Falcón y Valera (2007). La pureza del DNA genómico se evaluó mediante electroforesis en geles de agarosa borato de sodio a 0.8% (Brody y Kern, 2004) y se cuantificó usando un nano-espectrofotómetro (Nanodrop 1000 Spectophotometer Thermo Scientific, Wilmington, EUA).

La amplificación de las muestras de DNA genómico se realizó utilizando los cebadores reportados por Miller y Schaal (2005) para el marcador del espacio intergénico *trnS-trnG* de DNA de cloroplasto. La reacción de PCR se hizo en 10 µl que incluyen 1.5 µl de DNA genómico (20 ng aproximadamente), 0.2 µl del cebador senti-

do (35 mM) y 0.2 µl del cebador contrasentido (35 mM), 4.5 µl de GoTaq (2X) y 3.6 µl de H_2O. Las condiciones del termociclador (Techne-512, Barlorworld Scientific US, Burlington, EUA) para las PCR fueron las siguientes: desnaturalización 95 °C por 2 min; siete ciclos: 94 °C por 45s, 68 °C por 45s (disminuyendo 2 °C en cada ciclo), 72 °C por 60s, 30 ciclos, 94 °C por 45s, 48 °C por 45s, 72 °C por 60s y extensión final: 72 °C por 5 min. El producto de la PCR se purificó con el kit Clean Wizard (Promega) siguiendo las instrucciones del proveedor. Los amplicones purificados fueron enviados a secuenciar a The Centre for Applied Genomics del Sick Kids Hospital de la ciudad de Toronto, Canadá (TCAG por sus siglas en inglés) en el que se emplea un secuenciador ABI 3730XL (Applied Biosystems, Carlsbad, EUA).

Obtención de secuencias de GenBank

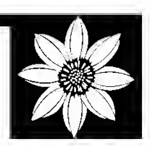
Para tener una mayor representatividad de especímenes cultivados y silvestres de *Spondias purpurea* y de las especies hermanas *S. mombin* var. *mombin*, *S. mombin* var. *globosa* J.D. Mitch. & D.C. Daly, *S. radlkoferi* Donn. Sm. y *S. testudinis* J.D. Mitch. & D.C. Daly, se obtuvieron las secuencias publicadas en GenBank (2015), con una búsqueda en la base Nucleotide empleando las palabras clave "*Spondias*" y "*trnS-trnG*". La información de la localidad y el tipo de población de la que se obtuvo el ejemplar (silvestre, cerca viva, cerca natural, cultivado y parcelas) se recopiló en la base de datos Tropicos (TROPICOS, 2015) que alberga la información de las accesiones analizadas por Miller y Schaal (2005) que fueron depositadas en el herbario del Missouri Botanical Garden (MO). El tipo de manejo y la ubicación geográfica exacta para las colectas de Brasil no pudo obtenerse. La información de la ubicación geográfica, tipo de población, así como los números de accesiones del GenBank se reportan en el Apéndice 1.

Adicionalmente, se obtuvieron de GenBank: a) 51 secuencias de región intergénica *trnA-trnH* de DNAcp, 48 secuencias para siete especies del género *Spondias*, dos secuencias de la especie *Pseudospondias microcarpa* (A. Rich.) Engl. (Anacardiaceae) y una secuencia de *Canarium balansae* Engl. (Burseraceae), y b) 90 secuencias del marcador de DNA nuclear fosfoenol piruvato carboxilasa (PEPC): 51 secuencias para tres especies del género *Spondias* L. (Anacardiaceae) y 49 secuencias de 19 especies de *Bursera* Jacq. ex L. (Burseraceae) cuyas descripciones y número de accesión del GenBank se reportan en el Apéndice 2.

Agrupamiento de secuencias en provincias biogeográficas y por estatus de domesticación

Cada uno de los ejemplares para los que se obtuvieron secuencias se asignó a una de 54 poblaciones de acuerdo con su distribución geográfica (latitud y longitud) y éstas fueron numeradas de 1 a 54, de la distribución más austral hasta la más boreal (Apéndice 1). Las localidades de todos los ejemplares fueron mapeadas en Google Maps (figura no mostrada) con base en sus coordenadas geográficas, y ubicadas dentro de las áreas de distribución de las provincias biogeográficas modificadas por Espinosa-Organista et al. (2008). Las poblaciones de *S. purpurea* y las de sus especies hermanas están presentes en siete provincias biogeográficas: Eje Neovolcánico, Sierra Madre del Sur, Los Altos de Chiapas, Costa del Pacífico, Depresión del Balsas, Golfo de México y Península de Yucatán (Apéndice 1).

Los ejemplares se agruparon también por estatus de manejo empleando una categorización propuesta por Parra et al. (2012) quienes incluyen: 1) poblaciones silvestres, 2) manejo silvícola y 3) manejo agrícola. Estas tres categorías reconocen que los recursos fitogenéticos de Mesoamérica son colectados muchas veces de las poblaciones silvestres, mientras que en otros casos individuos silvestres son tolerados y mantenidos en vegetación primaria o secundaria, y otros tantos se cultivan en las parcelas o en los huertos de la casa donde se manejan con prácticas agrícolas (Casas et al., 2007; Parra et al., 2012). Los tres estatus de manejo para las poblaciones de ciruela corresponderían a 1) silvestres (en donde la ciruela puede o no ser recolectada), 2) manejo silvícola (toleradas en cercas vivas y cercas naturales) y 3) manejo agrícola (presentes en huertos familiares y cultivadas en parcelas).



Cabe destacar que debido al muestreo dirigido realizado por Allison Miller (Miller y Schaal, 2005) y los colectores asociados a la red frutal ciruela del SINAREFI, en cada población todos los ejemplares tienen solo uno de los estatus de manejo.

Alineación de las secuencias y prueba de neutralidad

Las secuencias se alinearon usando el algoritmo ClustalX con el paquete MEGA 5 (Tamura et al., 2011). El alineamiento final se revisó de manera visual. Para comprobar la neutralidad en la evolución molecular de las secuencias de la región del cloroplasto *trnS-trnG*, se usaron los estadísticos *D* de Tajima y *D** de Fu y Li (Nei y Kumar, 2000) con el programa DnaSP 3.19 (Librado y Rozas, 2009).

Diversidad genética en poblaciones, regiones biogeográficas y por tipos de manejo

Los análisis de diversidad genética se realizaron solo para las secuencias de *S. purpurea.* Se registraron las frecuencias de los haplotipos para cada población, y los índices de diversidad haplotípica (Hd) y diversidad nucleotídica (p) se estimaron para cada provincia biogeográfica y para los datos agrupados en las tres categorías de manejo.

Análisis filogeográfico de las secuencias

El análisis filogeográfico para examinar las relaciones entre las áreas de distribución y los linajes genéticos de *S. purpurea* y sus especies hermanas se realizó obteniendo una red de haplotipos (Schaal et al., 1998; Avise, 2000). La red de haplotipos se obtuvo con la ayuda del programa TCS 1.21 (Clement et al., 2000) uniéndolos a todos hasta con un máximo de 70 diferencias. Los análisis de contingencia anidada para agrupar a los haplotipos (Templeton y Singt, 1993) se realizaron con el programa PopArt 1 (2014) en el módulo TCS. Se examinó la frecuencia de los diferentes haplotipos por especie y por poblaciones, así como tipo de manejo para cada grupo, con el fin de reconstruir la historia de los linajes genéticos de las cuatro especies de *Spondias* y para *S. purpurea* por separado.

Determinación de centros de origen, domesticación y diversidad genética

Se efectuaron análisis filogenéticos con: 1) región intergénica *trnA-trnH* de cloroplasto y 2) gen nuclear fosfoenol piruvato carboxilasa; para orientar la red de haplotipos de las especies de *Spondias* mesoamericanas. El alineamiento de las secuencias se realizó con el algoritmo ClustalW y una edición manual posterior con el programa MEGA 5.0 (Tamura et al., 2011), se obtuvieron dos alineamientos de longitud de 541 y 693 pares de bases, con 86 y 254 sitios variables, y 43 y 183 sitios parsimoniosamente informativos para la región intergénica *trnA-trnH* de DNA de cloroplasto y para el gen fosfoenol piruvato carboxilasa, respectivamente. Los modelos de sustitución nucleotídica: 1) Tamura 3 parámetros para la región intergénica *trnA-trnH* de DNA de cloroplasto y 2) mismo modelo más distribución gamma para los sitios (0.88) para el gen fosfoenol piruvato carboxilasa se seleccionaron con base a los valores de criterios de información Bayesiana y de información Akaike obtenidos en el módulo Modeltest del programa MEGA 5.0 (Tamura et al., 2011).

Los cladogramas se optimizaron con el método de máxima verosimilitud; el soporte de los grupos formados se evaluó con 1000 repeticiones con un método de bootstrap y el programa MEGA 5.0 (Tamura et al., 2011). Los cladogramas se emplearon para identificar la(s) especie(s) hermana(s) de *S. purpurea* y, con base en esta información, orientar la red de haplotipos.

La población silvestre de *S. purpurea* en la que se unió el grupo de haplotipos de *S. purpurea* al grupo de haplotipos de la(s) especie(s) hermana(s) se consideró como el centro de origen de la especie.

Los centros de domesticación se identificaron como las regiones dentro de las provincias biogeográficas en las que estuvieron presentes individuos tanto de poblaciones silvestres como aquellas con manejo silvícola y/o agrícola y que se determinaron como un grupo de haplotipos con base en el análisis de contingencia.

Los centros de diversidad genética se identificaron como las poblaciones silvestres, con manejo silvícola y/o

agrícola, en que existen varios haplotipos, así como las provincias en las que los índices de diversidad genética fueran más altos.

Resultados y Discusión

Alineación de las secuencias y prueba de neutralidad

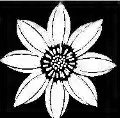
Las secuencias alineadas para el espacio intergénico *trnS-trnG* de DNA tuvieron una longitud de 592 pares de bases (pb), con 10 indels con longitudes de 1 a 219 pb, 43 sitios variables y 20 sitios parsimoniosamente informativos. El estadístico *D* de Tajima tuvo un valor de -0.89 y el *D** de Fu y Li -1.23. Ambos fueron no significativos (P>0.10), lo que indica neutralidad en la evolución molecular del marcador. Las pruebas de neutralidad en el estudio del marcador *trnS-trnG* en *Spondias* (Miller y Schaal, 2005) fue similar en este estudio, indicando que el marcador es neutral. Por ello, su uso para inferir las relaciones filogenéticas entre los individuos evaluados, así como con otros marcadores de cloroplasto, es adecuado, como explican Shaw et al. (2007).

Red de haplotipos y análisis de contingencia anidada

De las 156 secuencias analizadas se identificaron 38 haplotipos diferentes para el marcador *trnS-trnG*, 20 pertenecientes a *S. purpurea*, 12 a *S. mombin* (en sus variedades *mombin* y *globosa*), dos a *S. radlkoferi* y tres a *S. testudinis* (Cuadro 1). Los haplotipos se agruparon en seis grupos en la red anidada de las especies de *Spondias* (Figs. 1A, C). El grupo 1 contiene 80% de las secuencias: los 17 haplotipos asignados de manera exclusiva a *Spondias purpurea,* tres haplotipos en los que están representados *S. purpurea* y *S. mombin* var. *mombin,* uno con *S. purpurea* y *S. radlkoferi* y uno con S. *mombin* var. *mombin* y *S. testudinis* (Cuadro 1). Este grupo se distribuye en las poblaciones 1-2, 5, 9-10, 12-14, 16, 18-21, 24-31,

Cuadro 1: Anidamiento de haplotipos (Hapl.) del marcador *trnS-trnG* de *Spondias* spp. en los grupos determinados en el análisis de contingencia anidada para todas las especies de *Spondias* L. (Grupo 1) y solo para *S. purpurea* L. (Sp, Grupo 2). Los haplotipos exclusivos para *Spondias mombin* L. var. *mombin* (Smm), *Spondias mombin* L. var. *globosa* J.D. Mitch. & D.C. Daly (Smg), *S. radlkoferi* Donn. Sm. (Sr) y *S. testudinis* J.D. Mitch. & Daly (St) no se incluyeron en el análisis del grupo 2.

Hapl.	Especie	Grupos red 1	Grupos red 2	Hapl.	Especie	Grupos red 1	Grupos red 2	Hapl.	Especie	Grupos red 1	Grupos red 2
1	Sp	1	1	14	Smm, Sr	2	-	27	Smm	2	-
2	Sp	1	2	15	Sp	1	2	28	Smm	2	-
3	Sp	1	1	16	Sp	1	5	29	Smm	3	-
4	Sp	1	2	17	Sp, Smm	1	1	29	Smm, Smg	3	-
5	Sp	1	2	18	Sp, Smm	1	3	30	Smm	3	-
6	Sp	1	1	19	Sp	1	3	31	Smg	3	-
7	Sp	1	2	20	Sp	1	1	32	Smg	3	-
8	Sp	1	1	21	Sp	1	3	33	Smm	3	-
9	Sp	1	1	22	Smm	1	-	34	Sr	4	-
10	Sp	1	3	23	Smm	2	-	35	Sr	5	-
11	Sp	1	3	24	Smm	2	-	36	St	1	-
12	Sp	1	4	25	Smm	2	-	37	St	1	-
13	Sp, Sr	1	1	26	Smm	2	-	38	St	1	-



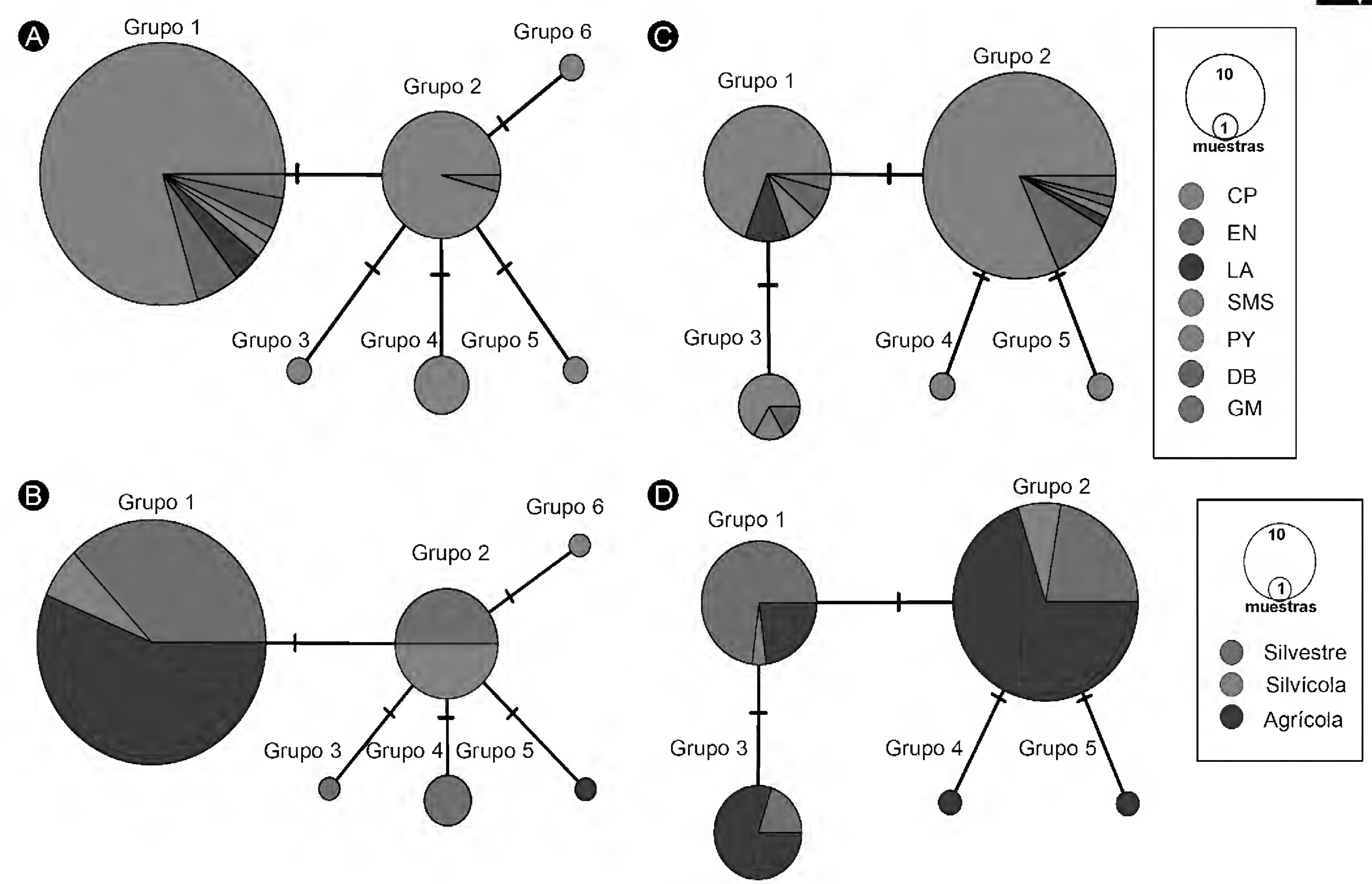


Figura 1: Análisis de contingencia anidada de la red de haplotipos. A, C. *Spondias mombin* L. var. *mombin, S. mombin* L. var. *globosa* J.D. Mitch. & D.C. Daly, *S. radlkoferi* Donn. Sm., *S. testudinis* J.D. Mitch. & Daly y *S. purpurea* L.; B, D. *Spondias purpurea*. A, B. distribución de los individuos en las siete provincias biogeográficas (CP=Costa del Pacífico; EN=Eje Neovolcánico; DB=Depresión del Balsas; SMS=Sierra Madre del Sur; GM=Golfo de México; LA=Los Altos de Chiapas; PY=Península de Yucatán); C, D. estatus de manejo de la población: silvestre, silvícola, manejo agrícola.

34-42, 44-54 y en todas las provincias biogeográficas y en las poblaciones de Brasil (Cuadro 2, Fig. 1A); 58% de los ejemplares que pertenecen a este grupo tienen manejo agrícola, 35% provienen de poblaciones silvestres y 7% tienen manejo silvícola (Fig. 1B). Esta información sugiere que este grupo de haplotipos ha sido sometido a un proceso de domesticación y que no hay una asociación entre los diferentes haplotipos que le integran y la distribución geográfica de estos linajes.

El grupo 2 contiene 7 haplotipos de *S. mombin* var. *mombin* y uno que se registró en *S. mombim* var. *mombin* y *S. radlkoferi* (Cuadro 1); dos se distribuyen en las poblaciones 1-4, 6-8, 11-13, 15, 17, 22-23, 32-33, 37 y 43 que se ubican en las provincias de la Costa del Pacífico (en su porción sureste desde Oaxaca hasta Costa Rica) y en el Golfo de México (Cuadro 2, Fig. 1A); 50% de los ejemplares provienen de poblaciones silvestres y 50% de poblaciones con manejo silvícola (Cuadro 2, Fig. 1B). Esto sugiere que *S. mombin* está en un estado incipiente de domesticación a lo largo de su distribución en Mesoamérica y que los haplotipos que tienen manejo silvícola están todavía presentes en las poblaciones silvestres.

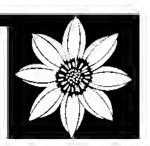
El grupo 3 está integrado por dos haplotipos de *S. mombin* var. *mombin,* dos de *S. mombin* var. *globosa* y uno que comparten las dos variedades (Cuadro 1). Todas las accesiones de este grupo provienen de Brasil (Cuadro 2, Fig. 1A) y no se tiene información sobre el manejo de estas especies. El grupo 4 contiene una secuencia de *S. mombin* var. *mombin* colectada en la población 6 silvestre,

Cuadro 2: Distribución de los haplotipos (Hapl.) de *S. purpurea* L., *S. mombin* L. var. *mombin* (Smm), *S. mombin* L. var. *globosa* J.D. Mitch. & D.C. Daly (Smg) *S. radlkoferi* Donn. Sm. (Sr) y *S. testudinis* J.D. Mitch. & Daly (St) en 54 poblaciones muestreadas (Pob) de provincia biogeográfica; más las de Brasil. Las secuencias se asignaron a 54 poblaciones de acuerdo con los datos de colecta presentados por Miller y Schaal (2006) y con las del banco de datos del SNICS-SINAREFI. CP=Costa del Pacífico; EN=Eje Neovolcánico; DB=Depresión del Balsas; SMS=Sierra Madre del Sur; GM=Golfo de México; LA=Los Altos de Chiapas; PY=Península de Yucatán. Se presenta además su estatus de manejo en la población (EM): silvestre (S), manejo silvícola (MS) y manejo agrícola (MA).

Pob	1 CP	2 CP	3 CP	4 CP	5 CP	6 CP	7 CP	8 CP	9 CP	10 CP	11 CP	12 CP	13 CP	14 CP
Hapl.	13	4	Smm14	Smm14	4	Smm14	Smm23	Smm14	4	10	Sr14	13	4	4
	Smm14	Smm14			12	Smm27	Smm23	Smm24			Sr35	Smm14	13	
						Smm28	Sr34	Smm25				Sr13	17	
								Smm26					Smm17	
EM	MA	MA	MS	S	MA	S	S	MS	MA	MS	MS	S	S	S
Pob	**15 CP**	**16 CP**	**17 CP**	**18 CP**	**19 CP**	**20 CP**	**21 CP**	**22 CP**	**23 CP**	**24 CP**	**25 CP**	**26 CP**	**27 CP**	**28 CP**
Hapl.	Smm4	4	Smm18	4	4	13	13	Smm14	Sr14	4	13	10	4	4
	Smm14	15					18						13	13
EM	S	MA	MS	MA	MS	S	MA	MS	S	MA	S	MA	MA	MS
Pob	**29 CP**	**30 CP**	**31 CP**	**32 CP**	**33 CP**	**34 CP**	**35 CP**	**36 CP**	**37 SMS**	**38 LA**	**39 LA**	**40 GM**	**41 EN**	**42 DB**
Hapl.	19	4	4	Smm14	Smm14	4	4	4	4	4	6	4	1	7
		10					16		Smm14	13				8
		13												9
		20												10
		21												
EM	MA	S	MA	S	MA	MA	MA	MA	MA, S	S	S	MA	S	MA
Pob	**43 GM**	**44 PY**	**45 EN**	**46 EN**	**47 CP**	**48 PY**	**49 CP**	**50 PY**	**51 PY**	**52 CP**	**53 CP**	**54 CP**	**Brasil**	**Brasil**
Hapl.	Smm14	4	2	5	2	11	1	4	4	4	1	4	St36	Smg 29
			5				2				3		St37	Smm30
							4						St38Smm22	Smm33
													Smm29	Smg 31
														Smg 32
EM	S	MA	MA	MA	S	MA	S	MA	MA, S	MA	S	MA	-	-

el grupo 5 una de *S. radlkoferi* de la población 7 con manejo agrícola y el grupo 6 una de *S. radlkoferi* de la población 11 con manejo silvícola (Cuadros 1, 2; Figs. 1A, B).

Los agrupamientos de haplotipos de las cinco especies estudiadas del género *Spondias* sugieren que los pobladores han introducido al cultivo un grupo de linajes genéticos presentes en poblaciones silvestres de *S. purpurea* (grupo 1) en menor proporción (Fig. 1B). Los linajes del grupo 1 han sido poco empleados en sistemas agroforestales donde se hace manejo silvícola (e.g. cercas vivas o vegetación natural o en ranchos para sombreado) (Fig. 1B). Las especies de *S. mombin* y *S. radlkoferi* son las que se prefieren para dichos usos, como lo sugieren las frecuencias similares de individuos de poblaciones silvestres y con manejo agrícola del grupo 2 (Fig. 1B). El agrupamiento de haplotipos representativos de la región sureste de la provincia de la Costa Pacífica y del Golfo de México (grupo 2), los de Brasil (grupo 3) y de los tres grupos con una secuencia única sugieren una diferenciación de los linajes genéticos que son particulares a la región sureste de Mesoamérica y Sudamérica (Fig. 1A). Por lo tanto, deben considerarse



por separado en los esfuerzos de conservación de los recursos fitogenéticos del género *Spondias*.

El análisis de contingencia anidada para los haplotipos de *Spondias purpurea* permitió identificar 5 grupos en la red anidada (Figs. 1C, D). Tres de los cinco grupos de haplotipos agrupan más de cinco haplotipos, que en general tienen una amplia distribución en las diferentes poblaciones, mientras que dos grupos de haplotipos están confinados a la distribución más austral de la especie (Figs. 1B, D, 2). Las características de cada uno de estos grupos fueron útiles para la identificación de los centros de origen, de diversidad genética y domesticación como se discutirá en las siguientes secciones.

Centro de origen de *Spondias purpurea*

El análisis de la red de haplotipos completa nos indica que *S. mombin* y *S. radlkoferi* forman un grupo diferenciado de *S. purpurea* (Fig. 2). Los haplotipos del grupo *S. purpurea* se caracterizan por tener en su mayoría individuos de esta especie; sin embargo, los haplotipos 13 y 17 se presentan en individuos de *S. radlkoferi* y de *S. mombin* var. *mombin*, respectivamente (Cuadro 1). Estos datos son apoyados por las reconstrucciones filogenéticas para los marcadores fosfoenol piruvato carboxilasa (Fig. 3A) y *trnA-trnH* (Fig. 3B), en los cuales la mayoría de individuos de *S. purpurea* forman un grupo monofilético y en los que algunas ramas terminales tienen agrupados individuos de *S. mombim* var. *mombin* y *S. purpurea*. Los resultados de ambos análisis sugieren: 1) un único origen para *S. purpurea*, 2) tiempo evolutivo corto para la divergencia de algunos linajes del género, 3) hibridación entre individuos de *S. purpurea* con *S. mombin* o *S. radlkoferi* en poblaciones locales. Ambas hipótesis deberán ser comprobadas o rechazadas ampliando el estudio con otros marcadores moleculares incluyendo más individuos de poblaciones en donde las especies crecen de manera simpátrica.

La unión del grupo en que se incluyen las especies de *S. mombin-S. radlkoferi* y el grupo en que están incluidas *S. purpurea-S. mombin-S. radlkoferi* requiere 58 pasos (Fig. 2); por lo anterior, sugerimos que el marcador *trnS-trnG* es una región génica que nos permite diferenciar entre *S. purpurea* y sus dos especies hermanas. Cabe destacar que los haplotipos 14 (*S. mombin-S. radlkoferi*) y 2 (*S. purpurea*) son los que unen a los grupos por lo que podría considerarse a este último haplotipo como el ancestral para *S. purpurea* (Fig. 2). Si este es el caso, la región en la que se distribuye el haplotipo 2 (poblaciones 45, 47 y 49) (Cuadro 2, Fig. 4) puede considerarse como el centro de origen de la especie. Estas poblaciones se encuentran en la provincia del Eje Neovolcánico, en el occidente de México entre los estados de Jalisco y Michoacán (Fig. 4), regiones en donde se propone que se han originado el maíz y frijol, entre otras especies cultivadas importantes (Piperno, 2011).

Centros de domesticación

De acuerdo con el análisis de contingencia anidada para *Spondias purpurea*, el grupo 1 contiene nueve haplotipos distribuidos en las poblaciones: 1, 12-13, 20- 21, 25, 27-28, 30, 38-39, 41-42, 49 y 53, ubicadas en la provincia de la Costa del Pacífico, en Centroamérica (Nicaragua), el Eje Neovolcánico (Michoacán y Jalisco), la Sierra Madre del Sur y la Depresión del Balsas (Morelos) (Figs. 1B, 5); 73% de los ejemplares provienen de poblaciones silvestres, 23% son de poblaciones con manejo agrícola y 4% con manejo silvícola (Fig. 1D). Este linaje es el que ha sido, en proporción, menos empleado por los grupos humanos. Las regiones en las que existen poblaciones silvestres y con manejo agrícola y/o silvícola dentro de este grupo son: Nicaragua, poblaciones 20 y 21, y en Michoacán, Jalisco y Nayarit, 41, 49 y 53, respectivamente. Estos datos sugieren dos centros de domesticación para los linajes dentro de este grupo, lo que coincide con los resultados de Miller y Schaal (2005).

El grupo 2 contiene 11 haplotipos distribuidos en las poblaciones 2, 5, 9, 13-14, 16, 18-19, 24, 27-28, 30-31, 34-38, 40, 42, 44, 45-47, 49-52 y 54 de todas las provincias biogeográficas (Fig. 4); 69% de los ejemplares provienen de poblaciones con manejo agrícola, 22% de poblaciones silvestres y 9% con manejo silvícola (Fig. 1D). Este linaje es el más extendido y es el que ha sido, en proporción, más empleado por los grupos humanos.

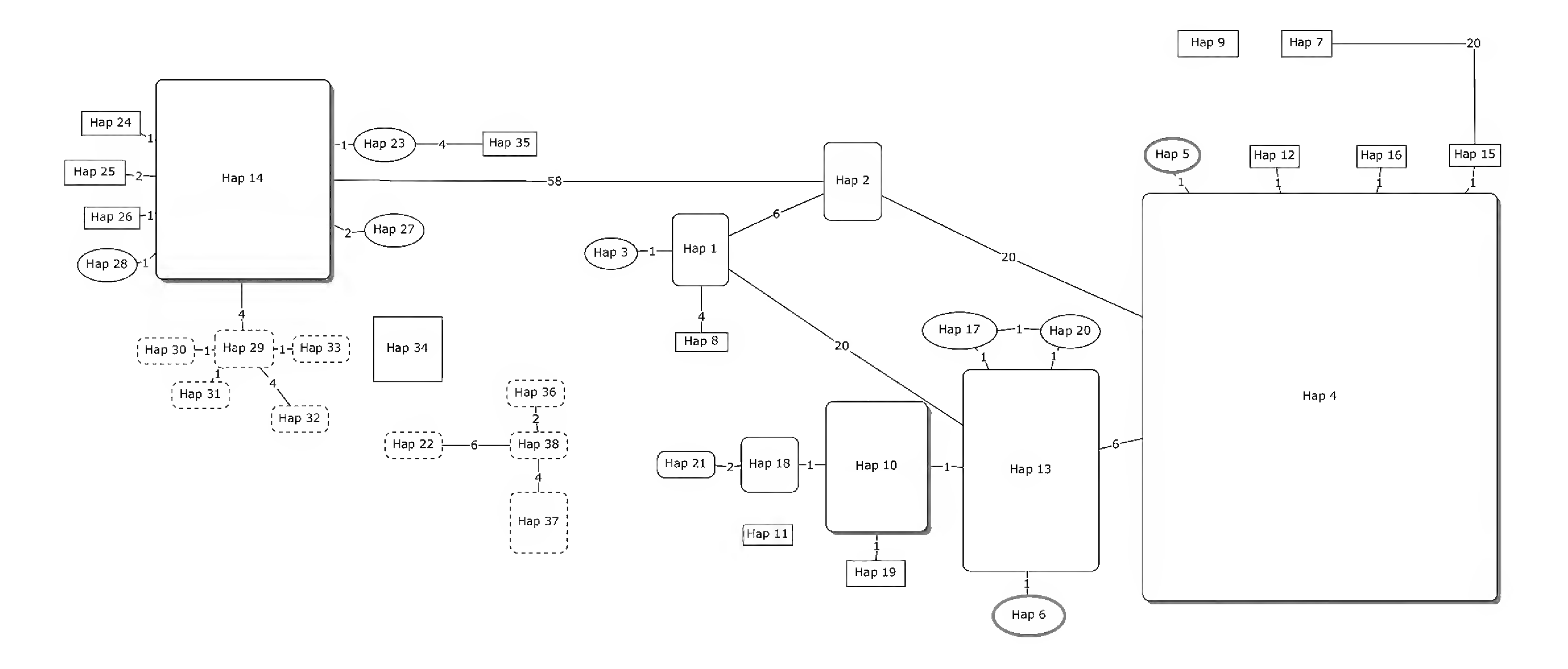


Figura 2: Red de haplotipos para cuatro especies de *Spondias* L. (*S. mombin* L. var. *mombin, S. mombin* L. var. *globosa* J.D. Mitch. & D.C. Daly, *S. radlkoferi* Donn. Sm., *S. testudinis* J.D. Mitch. & Daly, y *S. purpurea* L.). Los cuadros con bordes redondeados son haplotipos representados en poblaciones silvestres y con manejo agrícola; con bordes angulares corresponden a poblaciones con manejo silvícola y los óvalos a poblaciones silvestres.

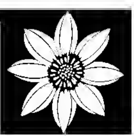
Las regiones en las que existen poblaciones silvestres y con manejo agrícola y/o silvícola dentro de este grupo son: Costa Rica, poblaciones 9, 13 y 16; Honduras y Salvador, 24, 27 y 28; Guatemala, 30, 34 y 35; Jalisco, 45-47; y Yucatán, 50 y 51. Cabe destacar que el haplotipo 4, que comparten los individuos con manejo agrícola y los de las poblaciones silvestres, es el más frecuente de entre los 20 haplotipos de *S. purpurea* (Cuadro 2). Por esa razón, no se puede discernir si el linaje se domesticó en alguna de estas regiones y posteriormente se dispersó a las diferentes regiones, o si en cada uno de estos sitios tendríamos un centro de domesticación independiente.

El grupo 3 contiene siete haplotipos distribuidos en las poblaciones 10, 21, 26, 29, 30, 42 y 48 de las Provincias Costa del Pacífico (Centroamérica desde Nicaragua hasta Guatemala), Depresión del Balsas (Morelos) y Península de Yucatán (Campeche) (Figs. 1C, 6); 80% provienen de poblaciones con manejo agrícola y 20% de poblaciones silvestres (Fig. 1D). La región de Guatemala es la única en la que existen poblaciones silvestres y con manejo agrícola (29 y 30). Este resultado subraya nuevamente la importancia de la región de Guatemala como centro de domesticación de la ciruela mexicana (Miller y Schaal, 2005).

El grupo 4 contiene un haplotipo de la población 5 y el grupo 5, uno de la población 35 ambas de la Provincia de la Costa del Pacífico (Panamá y Guatemala, respectivamente); y ambos haplotipos con manejo agrícola (Figs. 1C, D, 7).

Centros de diversidad genética

En 12 de las 54 poblaciones se distribuyen solo especies de *S. mombim* var. *mombin, S. mombim* var. *globosa* y/o *S. radlkoferi*, por lo que éstas no fueron incluidas en el análisis de diversidad por poblaciones y los porcentajes de poblaciones con diferentes haplotipos hacen referencia solo a 44 poblaciones de *S. purpurea* (Cuadro 2). De estas 44 poblaciones, 69.05% presentan un haplotipo, 21.43% dos haplotipos, 4.76% tres haplotipos, 2.38% cuatro haplotipos y 2.38% cinco haplotipos de *S. purpurea*. Las poblaciones denominadas con los números 13 (Parque Nacional Palo Verde, Costa Rica), 30 (Amatitlán, Guatemala), 42 (Villa de Ayala, México) y 49 (Aguacate, Méxi-



A

67
Spondias purpurea
46
Spondias purpurea AT
65 Spondias purpurea AS
99 44
Spondias purpurea AP
58
Spondias purpurea AI
95
60
Spondias mombin, Spondias purpurea
Spondias radlkoferi AZ
Bursera spp.
0.02

B

0
0 Spondias macrocarpa/ S. venulosa/ S. tuberosa
0
Spondias dulcis
0
64
Spondias tuberosa
0
1
Spondias macrocarpa (7)
1
Spondias macrocarpa (5)
38
Spondias macrocarpa (3)
57
Spondias macrocarpa (3)
68
Spondias purpurea
49
60
Spondias mombin
64
Spondias radlkoferi
96 Spondias mombin
Pseudospondias microcarpa
89
Canarium balansae

Figura 3: Reconstrucción filogenética (máxima verosimilitud) para: A. 99 secuencias del marcador de DNA nuclear fosfoenol piruvato carboxilasa para tres especies del género *Spondias* L. (Anacardiaceae; 51 secuencias, el par de letras finales en las ramas terminales que corresponden a *S. purpurea* son los haplotipos determinados por Miller (2008) y 19 especies de *Bursera* Jacq. ex L. (Burseraceae; 49 secuencias); B. región intergénica *trnA-trnH* de DNA de cloroplasto para siete especies del género *Spondias* L. (48 secuencias), *Pseudospondias microcarpa* (A. Rich.) Engl. (Anacardiaceae; 2 secuencias) y *Canarium balansae* Engl. (Burseraceae; 1 secuencia); Los valores para el bootstrap (1000 repeticiones) se presentan alrededor de los nodos.

co) son las que tienen tres o más haplotipos y en conjunto albergan ocho haplotipos únicos. Por lo tanto, deben ser consideradas en acciones de conservación como centros de diversidad genética de la ciruela mexicana.

Las poblaciones silvestres albergan la mayor diversidad genética, seguidas por las poblaciones con manejo agrícola y silvícola (Cuadro 3). En conjunto los datos indican que las poblaciones silvestres tienen todavía una mayor diversidad genética que las que tienen manejo agrícola. En este sentido, es importante conservar las poblaciones 13 (Parque Nacional Palo Verde, Costa Rica), 30 (Amatitlán, Guatemala), 39 (Parque Nacional Cañón Su-

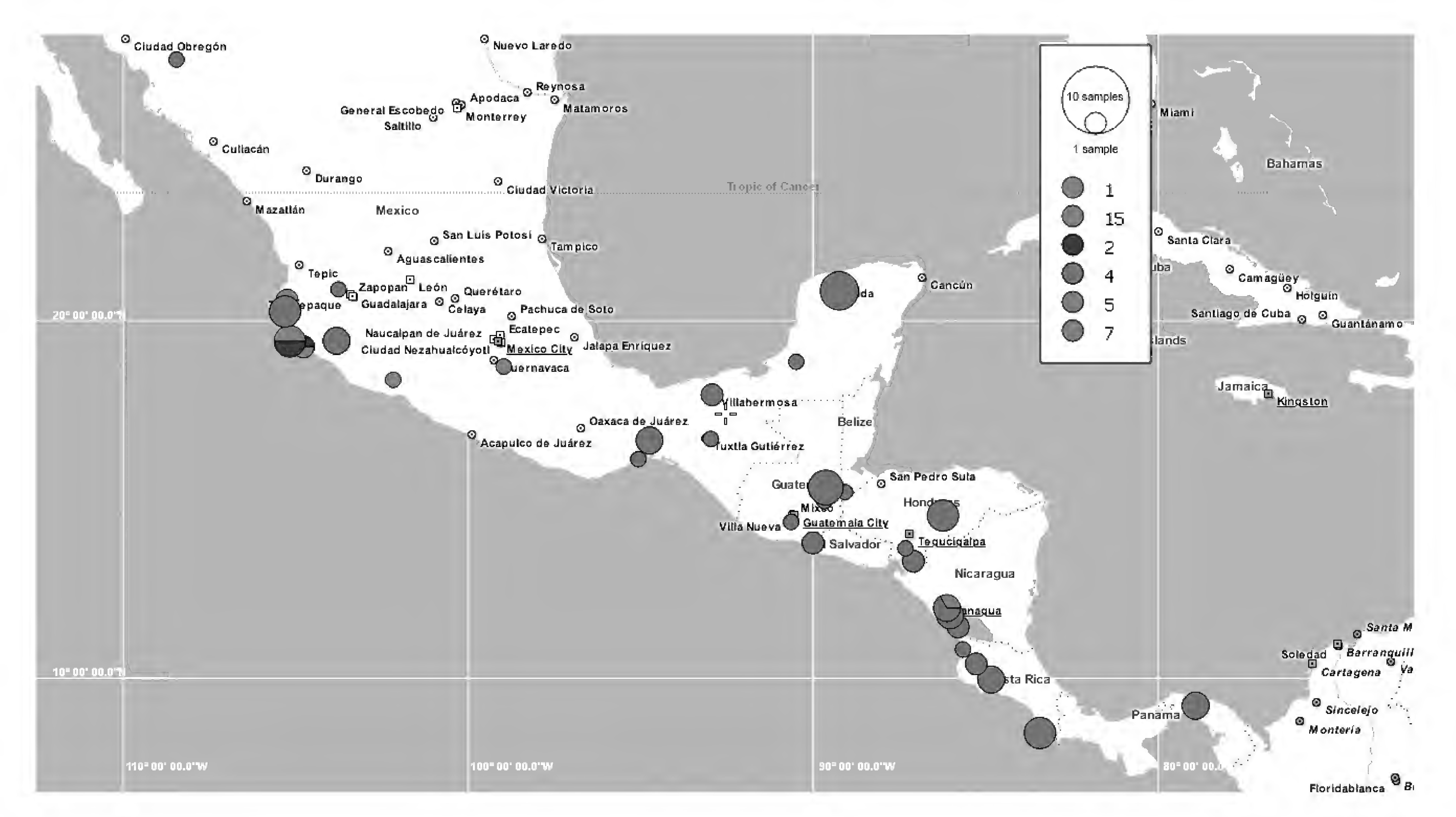


Figura 4: Distribución de haplotipos de *Spondias purpurea* L. incluidos en el grupo 2 del análisis de contingencia anidada de la red de haplotipos. El haplotipo 1 se repite en todos los paneles aunque pertenece al grupo 1.

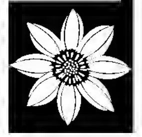


Figura 5: Distribución de haplotipos de *Spondias purpurea* L. incluidos en el grupo 1 del análisis de contingencia anidada de la red de haplotipos. El haplotipo 1 se repite en todos los paneles aunque pertenece al grupo 1.



Figura 6: Distribución de haplotipos de *Spondias purpurea* L. incluidos en el grupo 3 del análisis de contingencia anidada de la red de haplotipos. El haplotipo 1 se repite en todos los paneles aunque pertenece al grupo 1.

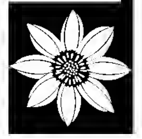


Figura 7: Distribución de haplotipos de *Spondias purpurea* L. incluidos en el grupo 4 y 5 del análisis de contingencia anidada de la red de haplotipos. El haplotipo 1 se repite en todos los paneles aunque pertenece al grupo 1.

Cuadro 3: Número de secuencias (Secuencias) y de haplotipos (Hapl.) analizados; y diversidad haplotídica (Hd) y nucleotídica (p) de las provincias biogeográficas y clasificadas de acuerdo a su estatus de manejo en la población. CP=Costa del Pacífico; EN=Eje Neovolcánico; DB=Depresión del Balsas; SMS=Sierra Madre del Sur; GM=Golfo de México; LA=Los Altos de Chiapas; PY=Península de Yucatán. S=silvestre; MS=Manejo silvícola; MA=Manejo agrícola.

	CP	EN	DB	SMS	GM	LA	PY	S	MS	MA
Secuencias	80	6	4	2	2	2	9	37	7	64
Hapl.	5	1	3	1	1	1	2	3	2	5
Hd	0.584	---	0.833	---	---	---	0.222	0.573	0.2857	0.471
p	0.002	---	0.003	---	---	---	0.001	0.001	0.0008	0.002

midero, México), 47 (La Manzanilla, México), 49 (Aguacate, México) y 53 (Otates y Cantaranas, México) en las que se encuentran los siete haplotipos característicos de poblaciones silvestres (2, 3, 6, 17, 20 y 21) (Cuadros 1, 2).

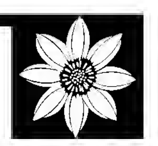
Se encontró también que las poblaciones con manejo agrícola que presentan haplotipos que ya no se encuentran en poblaciones silvestres fueron la 42 (Villa de Ayala, México) en la provincia de la Depresión del Balsas y la 48 (Tinúm, México) en la Península de Yucatán. En relación con este hallazgo cabe destacar a la población 42 en la que se observaron cuatro haplotipos que pertenecen además a tres de los cinco grupos identificados en el análisis de contingencia anidada (Cuadro 1, Fig. 1B). Los resultados sugieren que para ambas poblaciones existen linajes únicos en las poblaciones con manejo agrícola que derivan de otros que ya no se encuentran en su forma silvestre o que no han sido registrados en nuestro esfuerzo de muestreo ni en el de Miller y Schaal (2005) y Miller (2008). La conservación de estos haplotipos podría enfocarse a constituir bancos de germoplasma que alberguen representantes de *S. purpurea* de las diferentes poblaciones con características morfológicas distintivas, así como incentivar y promover el manejo de la especie en los solares o huertos para conservar a la especie *in circa situm*.

La provincia biogeográfica con una mayor diversidad de haplotipos y nucleotídica fue la Depresión del Balsas, seguida de la Costa del Pacífico y la Península de Yucatán. Las menos diversas fueron el Eje Neovolcánico, la Sierra Madre del Sur, el Golfo de México y Los Altos de Chiapas. Estas últimas contienen un solo haplotipo (Cuadro 3). Aunque se espera que la estimación de la diversidad genética esté subestimada para las provincias biogeográficas por la falta de un muestreo sistemático en algunas de ellas, los estimadores que se obtuvieron en este trabajo nos sugieren que en varias provincias existe una mayor diversificación de esta especie que en otras.

Estos datos nos indican que la Depresión del Balsas debe considerarse como un sitio de diversidad genética de la ciruela donde enfocar los esfuerzos de mejoramiento de este árbol tropical como proponen Jamnadass et al. (2009); sin dejar a un lado los centros de diversidad genética del cultivo de la Costa del Pacífico (Jalisco-Nayarit y Michoacán) y el de la Península de Yucatán, con el objetivo de descentralizar los esfuerzos de conservación y mejoramiento genético que requieren los árboles tropicales (Jamnadass et al., 2009). Las estrategias de conservación *in situ* del germoplasma en los centros de domesticación pueden ser una táctica que permita un entendimiento del proceso de la domesticación y la diversificación de *S. purpurea*, así como un manejo integral de este recurso fitogenético. Se requiere realizar un muestreo más extenso, particularmente en las regiones aledañas a las poblaciones identificadas como centro de origen, domesticación y diversidad genética de la ciruela mexicana.

Conclusiones

Los resultados de este estudio sugieren que en *S. purpurea* los linajes del grupo 2 y 3 son los que han sido introducidos con mayor frecuencia a los sistemas de cultivo, mientras



que los del grupo 1 han sido moderadamente cultivados, con la mayor parte de sus representantes en las poblaciones silvestres, por lo que representan un recurso fitogenético importante. La presencia de estos haplotipos en que se encuentran tanto individuos silvestres, como con manejo silvícola y agrícola, sugieren varios eventos de domesticación de linajes particulares, todos ellos ocurridos en dos provincias biogeográficas: 1) Eje Neovolcánico, en su región occidente, y 2) Costa del Pacífico, en las intersecciones de Jalisco-Nayarit-Michoacán y de Guatemala-Nicaragua.

El análisis filogeográfico de las especies del género *Spondias* sugiere que la historia de domesticación de esta especie es compleja, con un centro de origen en la región occidental de la provincia del Eje Neovolcánico y centros de domesticación en la provincia de la Costa del Pacífico (Jalisco-Nayarit-Michoacán y Guatemala-Nicaragua). Los centros de diversidad genética de *S. purpurea* son además de los centros de domesticación, la Depresión del Balsas y la Península de Yucatán.

Contribuciones de autores

MMF y NFF concibieron y diseñaron el estudio. NFF realizó los análisis de laboratorio. Todos los autores contribuyeron a la adquisición de datos y su interpretación. MMF y NFF escribieron el manuscrito con la ayuda de MRM. Todos los autores contribuyeron a la discusión, revisión y aprobación del manuscrito final.

Financiamiento

Este estudio fue apoyado por el Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas-Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y Agricultura, FRU-CIR 11-2/12, proyecto: Diversidad genética de *Spondias purpurea* L., a MRM y MMF, y por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología 306629 con una beca de maestría a NFF.

Agradecimientos

A Marie-Stéphanie Samain y dos revisores anónimos por las sugerencias y comentarios que mejoraron la claridad y contenido del manuscrito. A Astrid Ramírez, Julia Rivero, Alfonso Castillo, Mónica Pech y Edgar Balam por la ayuda en el trabajo de laboratorio y campo. A Margarita Aguilar Espinosa por el apoyo en la cuantificación del DNA. A la colección viva de *Spondias* spp. del Centro Regional Universitario de la Península de Yucatán-Universidad Autónoma Chapingo.

Literatura citada

Andueza-Noh, R. H. 2012. Domesticación del acervo genético Mesoamericano del fríjol lima (*Phaseolus lunatus* L.). Tesis de doctorado. Centro de Investigación Científica de Yucatán, AC. Mérida, México. 117 pp.

Avise, J. C. 2000. Phylogeography: the history and formation of species. Harvard University Press. Cambridge, USA. 464 pp.

Boege, E. 2009. Centros de origen, pueblos indígenas y diversificación del maíz. Ciencias 92-93: 18-28.

Brody, J. R. y S. E. Kern. 2004. Sodium boric acid: a Tris-free, cooler conductive medium for DNA electrophoresis. BioTechniques 36(2): 214-216.

Burger, J. C., M. A. Chapman y J. M. Burke. 2008. Molecular insights into the evolution of crop plants. American Journal of Botany 95(2): 113-122. DOI: http://dx.doi.org/10.3732/ajb.95.2.113

Byrne, M. y M. Hankinson. 2012. Testing the variability of chloroplast sequences for plant phylogeography. Australian Journal of Botany 60(7): 569-574. DOI: http://dx.doi.org/10.1071/BT12146

Casas, A., A. Otero-Arnaiz, E. Pérez-Negrón y A. Valiente-Banuet. 2007. In situ management and domestication of plants in Mesoamerica. Annals of Botany 100(5): 1101-1115. DOI: http://dx.doi.org/10.1093/aob/mcm126

Clement, M., D. Posada y K. Crandall. 2000. TCS: a computer program to estimate gene genealogies. Molecular Ecology 9(10): 1657-1660. DOI: http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-294x.2000.01020.x

Croizat, L., G. Nelson y D. E. Rosen. 1974. Centers of origin and related concepts. Systematic Zoology 23(2): 265-287. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2412139

De Nova, J. A., R. Medina, J. C. Montero, A. Weeks, J. A. Rosell, M. E. Olson, L. E. Eguiarte y S. Magallón. 2012. Insights into the historical construction of species-

rich Mesoamerican seasonally dry tropical forests: the diversification of *Bursera* (Burseraceae, Sapindales). New Phytologist 193(1): 276-287. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1469-8137.2011.03909.x

Doebley, J. F., B. S. Gaut y B. D. Smith. 2006. The molecular genetics of crop domestication. Cell 127(7): 1309-1321. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.cell.2006.12.006

Engels, J. M. M., A. W. Ebert, I. Thormann y M. C. d. Vicente. 2006. Centres of crop diversity and/or origin, genetically modified crops and implications for plant genetic resources conservation. Genetic Resources and Crop Evolution 53(8): 1675-1688. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s10722-005-1215-y

Espinosa-Organista, D., S. O. Cruz y C. A. Zúñiga 2008. El conocimiento biogeográfico de las especies y su regionalización natural. In: Soberón, J., G. Halffter y J. Llorente-Bousquets (comps.). Capital natural de México, Vol 1: Conocimiento actual de la biodiversidad. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 33-65.

Falcón, L. I. y A. Valera 2007. Extracción de ácidos nucleicos. In: Eguiarte, L. E., V. Souza y X. Aguirre (comps.). Ecología molecular. Instituto Nacional de Ecología, Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. México, D.F., México. Pp. 499-516.

Genbank. 2015. National Center for Biotechnology Information http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/ (consultado enero de 2015).

Gross, B. L. y K. M. Olsen. 2010. Genetic perspectives on crop domestication. Trends in Plant Science 15(9): 529-537. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2010.05.008

Harlan, J. 1971. Agricultural origins: centers and non centers. Science 174(4008): 468-474.

Hernández-Verdugo, S., A. González-Rodríguez, P. Sánchez-Peña, A. Casas y K. Oyama. 2006. Estructura y diferenciación genética de poblaciones silvestres y domesticadas de chile del Noroeste de México analizada con isoenzimas y RAPDs. Revista Fitotecnia Mexicana 29(2): 25-29.

Hernández-Xolocotzi, E. 1998. Aspectos de la domesticación de plantas en México: una apreciación personal. In: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot y J. Fa (comps.). Diversidad Biológica de México. Instituto de Biología, Universidad Autónoma de México. México, D.F., México. Pp. 715-735.

Jamnadass, R., A. Lowe e I. Dawson. 2009. Molecular markers and the management of tropical trees: the case of indigenous fruits. Tropical Plant Biology 2(1): 1-12. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s12042-008-9027-9

Kress, W. J., D. L. Erickson, F. A. Jones, N. G. Swenson, R. Perez, O. Sanjur y E. Bermingham. 2009. Plant DNA barcodes and a community phylogeny of a tropical forest dynamics plot in Panama. Proceedings of the National Academy of Sciences 106(44): 18621-18626. DOI: http://dx.doi.org/10.1073/pnas.0909820106

Librado, P. y J. Rozas. 2009. DnaSP v5: a software for comprehensive analysis of DNA polymorphism data. Bioinformatics 25(11): 1451-1452.

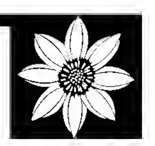
Machado, M. C., P. C. L. d. Carvalho y C. v. d. Berg. 2015. Domestication, hybridization, speciation, and the origins of an economically important tree crop of *Spondias* (Anacardiaceae) from the Brazilian Caatinga dry forest. Neodiversity 8(1): 8-49. DOI: http://dx.doi.org/10.13102/neod.81.2

Miller, A. J. 2008. Characterization of a domesticated tree lineage (*Spondias purpurea*, Anacardiaceae) based on nuclear and chloroplast sequence data. Journal of the Torrey Botanical Society 135(4): 463-474.

Miller, A. J. y J. H. Knouft. 2006. GIS-based characterization of the geographic distributions of wild and cultivated populations of the mesoamerican fruit tree *Spondias purpurea* (Anacardiaceae). American Journal of Botany 93(12): 1757-1767. DOI: http://dx.doi.org/10.3732/ajb.93.12.1757

Miller, A. J. y B. A. Schaal. 2005. Domestication of a Mesoamerican cultivated fruit tree, *Spondias purpurea*. Proceedings of the National Academy of Sciences 102 (36): 12801-12806. DOI: http://dx.doi.org/10.1073/pnas.0505447102

Miller, A. J. y B. A. Schaal. 2006. Domestication and the distribution of genetic variation in wild and cultivated populations of the Mesoamerican fruit tree *Spondias purpurea* L. (Anacardiaceae). Molecular Ecology 15(6): 1467-1480. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-294X.2006.02834.x



Nei, M. y S. Kumar 2000. Molecular Evolution and Phylogenetics. Oxford University Press, Inc. Oxford, UK. Pp. 250-259.

Nybom, H., K. Weising y B. Rotter. 2014. DNA fingerprinting in botany: past, present, future. Investigative Genetics 5(1): 1-1. DOI: http://dx.doi.org/10.1186/2041-2223-5-1

Otero-Arnaiz, A., A. Casas, C. Bartolo, E. Pérez-Negrón y A. Valiente-Banuet. 2003. Evolution of *Polaskia chichipe* (Cactaceae) under domestication in the Tehuacán Valley, central Mexico: reproductive biology. American Journal of Botany 90(4): 593-602. DOI: http://dx.doi.org/10.3732/ajb.90.4.593

Parmentier, I., J. Duminil, M. Kuzmina, M. Philippe, D. W. Thomas, D. Kenfack, G. B. Chuyong, C. Cruaud y O. J. Hardy. 2013. How effective are DNA barcodes in the identification of African rainforest trees? PLOS ONE 8(4): e54921. DOI: http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0054921

Parra, F., J. J. Blancas y A. Casas. 2012. Landscape management and domestication of *Stenocereus pruinosus* (Cactaceae) in the Tehuacán Valley: human guided selection and gene flow. Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine 8: 32. DOI: http://dx.doi.org/10.1186/1746-4269-8-32

Perales-Rivera, H. R. y J. R. Aguirre-Rivera 2008. Biodiversidad humanizada. In: Soberón, J., G. Halffter y J. Llorente-Bousquets (comps.). Capital natural de México, Vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 565-603.

Piperno, D. R. 2011. The origins of plant cultivation and domestication in the New World tropics. Patterns, process, and new developments. Current Anthropology 52(S4): S453-S470.

PopART. 2014. Population Analysis with Reticulate Trees v. 1.0. http://popart.otago.ac.nz.

Ruenes-Morales, M. de R., A. Casas, J. J. Jiménez-Osornio y J. Caballero. 2010. Etnobotánica de *Spondias purpurea* L. (Anacardiaceae) en la Península de Yucatán. Interciencia 35(4): 247-253.

Schaal, B. A., D. A. Hayworth, K. M. Olsen, J. T. Rauscher y W. A. Smith. 1998. Phylogeographic studies in plants: problems and prospects. Molecular Ecology 7(4): 465-474. DOI: http://dx.doi.org/10.1046/j.1365-294x.1998.00318.x

Schaal, B. A. y K. M. Olsen. 2000. Gene genealogies and population variation in plants. Proceedings of the National Academy of Sciences 97(13): 7024-7029. DOI: http://dx.doi.org/10.1073/pnas.97.13.7024

Shaw, J., E. B. Lickey, E. E. Schilling y R. L. Small. 2007. Comparison of whole chloroplast genome sequences to choose noncoding regions for phylogenetic studies in angiosperms: The tortoise and the hare III American Journal of Botany 94(3): 275-288. DOI: http://dx.doi.org/10.3732/ajb.94.3.275

Tamura, K., D. Peterson, N. Peterson, G. Stecher, M. Nei y S. Kumar. 2011. MEGA5: Molecular Evolutionary Genetics Analysis using Maximum Likelihood, Evolutionary Distance, and Maximum Parsimony Methods. Molecular Biology and Evolution 28(10): 2731-2739. DOI: http://dx.doi.org/10.1093/molbev/msr121

Templeton, A. R. y C. F. Singt. 1993. A cladistic analysis of phenotypic associations with haplotypes inferred from restriction endonuclease mapping. IV. Nested analyses with cladogram uncertainty and recombination. Genetics 134(2): 659-669.

TROPICOS. 2015. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. http://www.tropicos.org (consultado enero de 2015).

Vavilov, N. I. 1951. Estudios sobre el origen de las plantas cultivadas. Traducción del trabajo aparecido en Bulletin of Applied Botany and Plant Breeding XVI (2), Leningrado, 1926. ACME Agency, Soc. de Resp. Ltda. Buenos Aires, Argentina. Pp. 1-126.

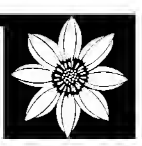
Weeks, A. 2009. Evolution of the pili nut genus (*Canarium* L., Burseraceae) and its cultivated species. Genetic Resources and Crop Evolution 56(6): 765-781. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s10722-008-9400-4

Weeks, A. y B. B. Simpson. 2004. Molecular genetic evidence for interspecific hybridization among endemic Hispaniolan *Bursera* (Burseraceae). American Journal of Botany 91(6): 976-984. DOI: http://dx.doi.org/10.3732/ajb.91.6.976

Zeder, M. A., E. Emshwiller, B. D. Smith y D. G. Bradley. 2006. Documenting domestication: the intersection of genetics and archaeology. Trends in Genetics 22(3): 139-155. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.tig.2006.01.007

Apéndice 1. Secuencias empleadas en el análisis de red de haplotipos por país (Centroamérica) o estado (México) y provincia biogeográfica en Mesoamérica. La latitud y longitud indican la localidad en que fueron colectadas y la población en que se agruparon, junto con su estatus en la población (S=poblaciones silvestres, MA=manejo agrícola y MS=manejo silvícola). El número de accesión de Genbank e información del voucher (colector, número o clave de colecta, herbario o colección de referencia) del que se obtuvieron las secuencias del trabajo de Miller y Schaal (2005) (DQ163958-D164958), y en este trabajo (KY436830- KY436895) se presentan en las últimas dos columnas; mientras que en la de individuo/espécimen se presenta el nombre de la secuencia registrada en Genbank. En UADY, colección de estacas *Spondias*, en CRUPY, colección de germoplasma de *Spondias*.

Individuo/espécimen	País/Estado	Provincia Biogeográfica	Latitud	Longitud	Población	Accesión GB	Información del voucher
260c_hapZ	Panamá	Costa del Pacífico	08°15'45.6"N	82°52'04.4"O	1 MA	DQ164032	*A. Miller 260c* (MO)
260d_hapZ	Panamá	Costa del Pacífico	08°15'45.6"N	82°52'04.4"O	1 MA	DQ164033	*A. Miller 260d* (MO)
219e_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	08°26'25.4"N	83°25'48.9"O	2 MA	DQ164073	*A. Miller 219e* (MO)
219f_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	08°26'25.4"N	83°25'48.9"O	2 MA	DQ164074	*A. Miller 219f* (MO)
219g_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	08°26'25.4"N	83°25'48.9"O	2 MA	DQ164075	*A. Miller 219g* (MO)
219h_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	08°26'25.4"N	83°25'48.9"O	2 MA	DQ164076	*A. Miller 219h* (MO)
216b_G	Costa Rica	Costa del Pacífico	08°26'24"N	83°33'36"O	3 MS	DQ163963	*A. Miller 216b* (MO)
216c_hapG	Costa Rica	Costa del Pacífico	08°26'24"N	83°33'36"O	3 MS	DQ163964	*A. Miller 216c* (MO)
216e_G	Costa Rica	Costa del Pacífico	08°26'24"N	83°33'36"O	3 MS	DQ163965	*A. Miller 216e* (MO)
240_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	08°33'41"N	79°57'02"O	4 S	DQ163981	*A. Miller 240* (MO)
228a_hapI	Panamá	Costa del Pacífico	09°09'52"N	79°49'17"O	6 S	DQ163971	*A. Miller 228a* (MO)
228h_2_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	09°09'52"N	79°49'17"O	6 S	DQ163972	*A. Miller 228h* (MO)
228i_1_hapJ	Panamá	Costa del Pacífico	09°09'52"N	79°49'17"O	6 S	DQ163973	*A. Miller 228i* (MO)
228b_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	09°09'52"N	79°49'17"O	6 S	DQ163974	*A. Miller 228b* (MO)
235e_hapK	Panamá	Costa del Pacífico	09°10'31"N	78°47'01"O	7 S	DQ163980	*A. Miller 235e* (MO)
227a_hapU	Panamá	Costa del Pacífico	09°10'N	79°50'O	7 S	DQ164002	*A. Miller 227a* (MO)
227c_hapU	Panamá	Costa del Pacífico	09°10'N	79°50'O	7 S	DQ164003	*A. Miller 227c* (MO)
227b_hapU	Panamá	Costa del Pacífico	09°10'N	79°50'O	7 S	DQ164004	*A. Miller 227b* (MO)
236a_hapAC	Panamá	Costa del Pacífico	09°13'13.2"N	78°55'03.6"O	5 MA	DQ164077	*A. Miller 236a* (MO)
236c_hapAC	Panamá	Costa del Pacífico	09°13'13.2"N	78°55'03.6"O	5 MA	DQ164078	*A. Miller 236c* (MO)
236e_hapAC	Panamá	Costa del Pacífico	09°13'13.2"N	78°55'03.6"O	5 MA	DQ164079	*A. Miller 236e* (MO)
236f_hapAC	Panamá	Costa del Pacífico	09°13'13.2"N	78°55'03.6"O	5 MA	DQ164080	*A. Miller 236f* (MO)
231a_1_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	09°14'56"N	78°57'02"O	8 MS	DQ163975	*A. Miller 231a* (MO)
231b_1_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	09°14'56"N	78°57'02"O	8 MS	DQ163976	*A. Miller 231b* (MO)
231c_1_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	09°14'56"N	78°57'02"O	8 MS	DQ163977	*A. Miller 231c* (MO)
231d_1_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	09°14'56"N	78°57'02"O	8 MS	DQ163978	*A. Miller 231d* (MO)
231e_1_hapG	Panamá	Costa del Pacífico	09°14'56"N	78°57'02"O	8 MS	DQ163979	*A. Miller 231e* (MO)
201b_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	09°58'12"N	84°50'24"O	9 MA	DQ164070	*A. Miller 201b* (MO)
201d_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	09°58'12"N	84°50'24"O	9 MA	DQ164071	*A. Miller 201d* (MO)
201f_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	09°58'12"N	84°50'24"O	9 MA	DQ164072	*A. Miller 201f* (MO)
79_hapS	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°00'N	84°27'O	10 MS	DQ164001	*A. Miller 79* (MO)

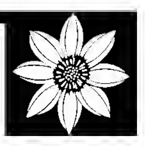


Apéndice 1. Continuación.

Individuo/espécimen	País/Estado	Provincia Biogeográfica	Latitud	Longitud	Población	Accesión GB	Información del voucher
203d_hapG	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°06'36"N	85°21'00"O	11 MS	DQ163959	*A. Miller 203d* (MO)
203f_hapH	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°06'36"N	85°21'00"O	11 MS	DQ163960	*A. Miller 203f* (MO)
203h_hapG	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°06'36"N	85°21'00"O	11 MS	DQ163961	*A. Miller 203h* (MO)
203e_G	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°06'36"N	85°21'00"O	11 MS	DQ163962	*A. Miller 203e* (MO)
50_hapG	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°19'48"N	85°12'36"O	12 S	DQ163967	*A. Miller 50* (MO)
49_hapZ	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°19'48"N	85°12'36"O	12 S	DQ164025	*A. Miller 49* (MO)
43_hapAA	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°22'48"N	85°18'36"O	13 S	DQ164022	*A. Miller 43*(MO)
41_hap	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°22'48"N	85°18'36"O	13 S	DQ164023	*A. Miller 41* (MO)
45_hapZ	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°22'48"N	85°18'36"O	13 S	DQ164024	*A. Miller 45* (MO)
44_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°22'48"N	85°18'36"O	13 S	DQ164039	*A. Miller 44* (MO)
56_hapAA	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°22'48"N	85°18'36"O	13 S	DQ164026	*A. Miller 56* (MO)
88b_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°27'00"N	85°15'00"O	14 S	DQ164048	*A. Miller 88b* (MO)
82b_hapG	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°49'48"N	85°39'36"O	15 S	DQ163968	*A. Miller 82b* (MO)
82c_hapG	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°49'48"N	85°39'36"O	15 S	DQ163970	*A. Miller 82c* (MO)
82a_hapAC	Costa Rica	Costa del Pacífico	10°49'48"N	85°39'36"O	15 S	DQ164046	*A. Miller 82a* (MO)
76g_hapR	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°19'40"N	85°47'10"O	17 MS	DQ164000	*A. Miller 76g* (MO)
74d_hapAC	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°28'N	85°48'O	18 MA	DQ164044	*A. Miller 74d* (MO)
74e_hapAC	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°28'N	85°48'O	18 MA	DQ164045	*A. Miller 74e* (MO)
73a_hapAC	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°48'N	86°02'O	19 MS	DQ164041	*A. Miller 73a* (MO)
73b_hapAC	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°48'N	86°02'O	19 MS	DQ164042	*A. Miller 73b* (MO)
73c_hapAC	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°48'N	86°02'O	19 MS	DQ164043	*A. Miller 73c* (MO)
178a_hapAC	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°59'45.2"N	86°07'21.6"O	16 MA	DQ164066	*A. Miller 178a* (MO)
178e_hapAD	Nicaragua	Costa del Pacífico	11°59'45.2"N	86°07'21.6"O	16 MA	DQ164067	*A. Miller 178e* (MO)
180_hapAC	Nicaragua	Costa del Pacífico	12°01'09"N	86°08'53"O	22 MS	DQ164069	*A. Miller 180* (MO)
182b_hapZ	Nicaragua	Costa del Pacífico	12°23'07.5"N	86°05'47.5"O	20 S	DQ164021	*A. Miller 182b* (MO)
182a_hapZ	Nicaragua	Costa del Pacífico	12°23'07.5"N	86°05'47.5"O	20 S	DQ164030	*A. Miller 182a* (MO)
182f_hapZ	Nicaragua	Costa del Pacífico	12°23'07.5"N	86°05'47.5"O	20 S	DQ164031	*A. Miller 182f* (MO)
187c_hapR	Nicaragua	Costa del Pacífico	12°26'36.3"N	85°36'19.9"O	21 MA	DQ164016	*A. Miller 187c* (MO)
186_hapG	Nicaragua	Costa del Pacífico	12°26'32"N	85°40'55"O	23 S	DQ163958	*A. Miller 186* (MO)
174b_hapZ	Honduras	Costa del Pacífico	13°19'59"N	87°05'59"O	27 MA	DQ164029	*A. Miller 174b* (MO)
174a_hapAC	Honduras	Costa del Pacífico	13°19'59"N	87°05'59"O	27 MA	DQ164064	*A. Miller 174a* (MO)
174c_hapAC	Honduras	Costa del Pacífico	13°19'59"N	87°05'59"O	27 MA	DQ164065	*A. Miller 174c* (MO)
168a_hapAC	Honduras	Costa del Pacífico	13°41'21.8"N	87°19'48.5"O	24 MA	DQ164063	*A. Miller 168a* (MO)
145f_hapZ	El Salvador	Costa del Pacífico	13°50'52"N	90°00'31"O	28 MS	DQ164028	*A. Miller 145f* (MO)
145a_hapAC	El Salvador	Costa del Pacífico	13°50'52"N	90°00'31"O	28 MS	DQ164057	*A. Miller 145a* (MO)
145h_hapAC	El Salvador	Costa del Pacífico	13°50'52"N	90°00'31"O	28 MS	DQ164058	*A. Miller 145h* (MO)

Apéndice 1. Continuación.

Individuo/espécimen	País/Estado	Provincia Biogeográfica	Latitud	Longitud	Población	Accesión GB	Información del voucher
133f_hapR	El Salvador	Costa del Pacífico	13°53'13.1"N	88°57'43"O	25 S	DQ164015	*A. Miller 133f* (MO)
133e_hapZ	El Salvador	Costa del Pacífico	13°53'13.1"N	88°57'43"O	25 S	DQ164027	*A. Miller 133e* (MO)
149j_hapQ	Honduras	Costa del Pacífico	13°58'10.92"N	86°59'38.2"O	26 MA	DQ163999	*A. Miller 149j* (MO)
149d_hapV	Honduras	Costa del Pacífico	13°58'10.92"N	86°59'38.2"O	26 MA	DQ164012	*A. Miller 149d* (MO)
149e_hapV	Honduras	Costa del Pacífico	13°58'10.92"N	86°59'38.2"O	26 MA	DQ164013	*A. Miller 149e* (MO)
109b_hapW	Guatemala	Costa del Pacífico	14°21'24.5"N	90°32'19.9"O	29 MA	DQ164005	*A. Miller 109b* (MO)
109a_hapV	Guatemala	Costa del Pacífico	14°21'24.5"N	90°32'19.9"O	29 MA	DQ164006	*A. Miller 109a* (MO)
109c_hapV	Guatemala	Costa del Pacífico	14°21'24.5"N	90°32'19.9"O	29 MA	DQ164007	*A. Miller 109c* (MO)
109d_hapV	Guatemala	Costa del Pacífico	14°21'24.5"N	90°32'19.9"O	29 MA	DQ164008	*A. Miller 109d* (MO)
109e_hapV	Guatemala	Costa del Pacífico	14°21'24.5"N	90°32'19.9"O	29 MA	DQ164009	*A. Miller 109e* (MO)
109f_hapV	Guatemala	Costa del Pacífico	14°21'24.5"N	90°32'19.9"O	29 MA	DQ164010	*A. Miller 109f* (MO)
111h_hapV	Guatemala	Costa del Pacífico	14°25'59"N	90°38'40.3"O	30 S	DQ164011	*A. Miller 111h* (MO)
111f_hapX	Guatemala	Costa del Pacífico	14°25'59"N	90°38'40.3"O	30 S	DQ164014	*A. Miller 111f* (MO)
111b_hapR	Guatemala	Costa del Pacífico	14°25'59"N	90°38'40.3"O	30 S	DQ164017	*A. Miller 111b* (MO)
111d_hapY	Guatemala	Costa del Pacífico	14°25'59"N	90°38'40.3"O	30 S	DQ164018	*A. Miller 111d* (MO)
111c_hapR	Guatemala	Costa del Pacífico	14°25'59"N	90°38'40.3"O	30 S	DQ164019	*A. Miller 111c* (MO)
111e_hapZ	Guatemala	Costa del Pacífico	14°25'59"N	90°38'40.3"O	30 S	DQ164020	*A. Miller 111e* (MO)
111g_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	14°25'59"N	90°38'40.3"O	30 S	DQ164049	*A. Miller 111g* (MO)
161b_hapAC	Honduras	Costa del Pacífico	14°36'48.4"N	86°14'28.1"O	31 MA	DQ164059	*A. Miller 161b* (MO)
161d_hapAC	Honduras	Costa del Pacífico	14°36'48.4"N	86°14'28.1"O	31 MA	DQ164060	*A. Miller 161d* (MO)
161f_hapAC	Honduras	Costa del Pacífico	14°36'48.4"N	86°14'28.1"O	31 MA	DQ164061	*A. Miller 161f* (MO)
161h_hapAC	Honduras	Costa del Pacífico	14°36'48.4"N	86°14'28.1"O	31 MA	DQ164062	*A. Miller 161h* (MO)
158a_hapG	Honduras	Costa del Pacífico	14°52'28"N	85°53'59"O	32 S	DQ163969	*A. Miller 158a* (MO)
119a1_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	15°01'02.2"N	89°40'45.1"O	33 MA	DQ164050	*A. Miller 119a1* (MO)
120a_hapG	Guatemala	Costa del Pacífico	15°16'13"N	89°04'42"O	34 MA	DQ163966	*A. Miller 120a* (MO)
121a_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	15°16'13"N	89°04'42"O	34 MA	DQ164051	*A. Miller 121a* (MO)
129c_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	15°24'14"N	89°38'19.6"O	35 MA	DQ164052	*A. Miller 129c* (MO)
129d_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	15°24'14"N	89°38'19.6"O	35 MA	DQ164053	*A. Miller 129d* (MO)
129e_1_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	15°24'14"N	89°38'19.6"O	35 MA	DQ164054	*A. Miller 129e_1* (MO)
129f__hapAE	Guatemala	Costa del Pacífico	15°24'14"N	89°38'19.6"O	35 MA	DQ164055	*A. Miller 129f* (MO)
129g_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	15°24'14"N	89°38'19.6"O	35 MA	DQ164056	*A. Miller 129g* (MO)
129h_hapAC	Guatemala	Costa del Pacífico	15°24'14"N	89°38'19.6"O	35 MA	DQ164068	*A. Miller 129h* (MO)
330h_hapAC	Oaxaca	Costa del Pacífico	16°11'34.8"N	95°04'22.1"O	36MA	DQ164096	*A. Miller 330h* (MO)
319a_hapAC	Oaxaca	Sierra Madre del Sur	16°42'52.0"N	94°44'53.1"O	37 MA	DQ164093	*A. Miller 319a* (MO)
319b_hapAC	Oaxaca	Sierra Madre del Sur	16°42'52.0"N	94°44'53.1"O	37 MA	DQ164094	*A. Miller 319b* (MO)
319c_hapAC	Oaxaca	Sierra Madre del Sur	16°42'52.0"N	94°44'53.1"O	37 MA	DQ164095	*A. Miller 319c* (MO)

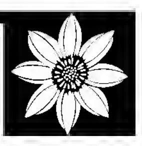


Apéndice 1. Continuación.

Individuo/espécimen	País/Estado	Provincia Biogeográfica	Latitud	Longitud	Población	Accesión GB	Información del voucher
321_hapG	Oaxaca	Sierra Madre del Sur	16°42'52"N	94°44'53"O	37 S	DQ163983	*A. Miller 321* (MO)
326g_hapZ	Chiapas	Los Altos de Chiapas	16°45'16.4"N	92°58'18.3"O	38 S	DQ164037	*A. Miller 326g* (MO)
326a_hapAC	Chiapas	Los Altos de Chiapas	16°45'16.4"N	92°58'18.3"O	38 S	DQ164081	*A. Miller 326a* (MO)
325c_hapAB	Chiapas	Los Altos de Chiapas	16°54'47.2"N	93°06'10.6"O	39 S	DQ164035	*A. Miller 325c* (MO)
325b_hapAB	Chiapas	Los Altos de Chiapas	16°54'47.2"N	93°06'10.6"O	39 S	DQ164034	*A. Miller 325b* (MO)
325d_hapAB	Chiapas	Los Altos de Chiapas	16°54'47.2"N	93°06'10.6"O	39 S	DQ164036	*A. Miller 325d* (MO)
Tabasco Poblana	Tabasco	Golfo de México	17°58'34.67"N	92°56'9.52"O	40 MA	KY436863	*N. Fortuny*, Villa Hermosa 1, UADY
Tabasco Criolla	Tabasco	Golfo de México	17°58'34.67"N	92°56'9.52"O	40 MA	KY436864	*N. Fortuny*, Villa Hermosa 2, UADY
303A_hapO	Michoacán	Eje Neovolcánico	18°23'15.7"N	102°10'44.9"O	41 S	DQ163993	*A. Miller 303A* (MO)
Mansa Mich 1	Michoacán	Eje Neovolcánico	18°23'15.7"N	102°10'44.9"O	41 S	KY436843	Mich 1, CRUPY
311_hapG	Veracruz	Golfo de México	18°37'12"N	96°24'36"O	43 S	DQ163982	*A. Miller 311* (MO)
Tepal Mor	Morelos	Depresión del Balsas	18°38'51.24"N	98°57'38.85"O	42 MA	KY436855	Tepalcingo 1, CRUPY
Huautleca Mor	Morelos	Depresión del Balsas	18°38'51.24"N	98°57'38.85"O	42 MA	KY436856	Tepalcingo 2, CRUPY
Ticumán Mor	Morelos	Depresión del Balsas	18°38'51.24"N	98°57'38.85"O	42 MA	KY436857	Tepalcingo 3, CRUPY
Colorada Mor	Morelos	Depresión del Balsas	18°38'51.24"N	98°57'38.85"O	42 MA	KY436858	Tepalcingo 5, CRUPY
Cuernavaca Hoil 4 Mor	Morelos	Depresión del Balsas	18°38'51.24"N	98°57'38.85"O	42 MA	KY436859	Tepalcingo 4, CRUPY
Cuernavaca agria Mor	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'10.42"N	98°58'36.1"O	42 MA	KY436853	Cuernavaca Hoil 4 Mor, CRUPY
Macho Mor	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'10.42"N	98°58'36.1"O	42 MA	KY436854	Tepalcingo macho, CRUPY
Morelos Cerro 1	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436844	*M. Ferrer*, San Antonio 1, UADY
Morelos Cerro 2	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436845	*M. Ferrer*, San Antonio 2, UADY
Morelos Cerro 3	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436846	*M. Ferrer*, San Antonio 3, UADY
Morelos Cerro 4	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436847	*M. Ferrer*, San Antonio 4, UADY
Morelos Amarilla	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436848	*M. Ferrer*, San Antonio 5, UADY
Morelos Temporal	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436849	*M. Ferrer*, San Antonio 6, UADY
Morelos Roja 1	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436850	*M. Ferrer*, San Antonio 7, UADY
Morelos Roja 2	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	43 MA	KY436851	*M. Ferrer*, San Antonio 8, UADY
Morelos Cuernavaqueña	Morelos	Depresión del Balsas	18°45'8.34"N	98°58'47.34"O	42 MA	KY436852	*M. Ferrer*, San Antonio 9, UADY
Campeche Campechabal 4	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436830	*R. Ruenes*, Calakmul 1, UADY

Apéndice 1. Continuación.

Individuo/espécimen	País/Estado	Provincia Biogeográfica	Latitud	Longitud	Población	Accesión GB	Información del voucher
Campeche Campech abal 5	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436831	*R. Ruenes*, Calakmul 2, UADY
Campeche Campech abal 7	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436832	*R. Ruenes*, Calakmul 3, UADY
Campeche Juntura abal 1	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436833	*R. Ruenes*, Calakmul 4, UADY
Campeche Juntura abal 2	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436834	*R. Ruenes*, Calakmul 5, UADY
Campeche Sabac abal 1	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436835	*R. Ruenes*, Calakmul 6, UADY
Campeche Sabac abal 2	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436836	*R. Ruenes*, Calakmul 7, UADY
Campeche Criollita Tenosique	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436837	*R. Ruenes*, Calakmul 8, UADY
Campeche Ciruela verde Juntura	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436838	*R. Ruenes*, Calakmul 9, UADY
Campeche Tuxpeña	Campeche	Península de Yucatán	18°53'61"N	89°89'47"O	44 MA	KY436839	*R. Ruenes*, Calakmul 10, UADY
291a_hapP	Jalisco	Eje Neovolcánico	19°17'53.1"N	104°46'54.3"O	45 MA	DQ163998	*A. Miller 291a* (MO)
291b_hapAF	Jalisco	Eje Neovolcánico	19°17'53.1"N	104°46'54.3"O	45 MA	DQ164040	*A. Miller 290b* (MO)
298h_hapAC	Jalisco	Eje Neovolcánico	19°27'26.9"N	103° 49'24.7"O	46 MA	DQ164092	*A. Miller 298h* (MO)
298c_hapAC	Jalisco	Eje Neovolcánico	19°27'26.9"N	103°49'24.7"O	46 MA	DQ164038	*A. Miller 298c* (MO)
298d_hapAC	Jalisco	Eje Neovolcánico	19°27'26.9"N	103°49'24.7"O	46MA	DQ164091	*A. Miller 298d* (MO)
290e_hapP	Jalisco	Costa del Pacífico	19°38'23.2"N	105°10'04.7"O	47 S	DQ163996	*A. Miller 290e* (MO)
290a_hapP	Jalisco	Costa del Pacífico	19°38'23.2"N	105°10'04.7"O	47 S	DQ163997	*A. Miller 290a* (MO)
Campeche Tuspana	Campeche	Península de Yucatán	19°58'33.67"N	90°13'40.62"O	48 MA	KY436840	*R. Ruenes*, Tinun, UADY
288c_hapAC	Jalisco	Costa del Pacífico	20°15'26.7"N	105°18' 55.6"O	49 S	DQ164088	*A. Miller 288c* (MO)
288h_hapAC	Jalisco	Costa del Pacífico	20°15'26.7"N	105°18' 55.6"O	49 S	DQ164090	*A. Miller 288h* (MO)
288a_hapAC	Jalisco	Costa del Pacífico	20°15'26.7"N	105°18'55.6"O	49 S	DQ164087	*A. Miller 288a* (MO)
288f_hapAC	Jalisco	Costa del Pacífico	20°15'26.7"N	105°18'55.6"O	49 S	DQ164089	*A. Miller 288f* (MO)
287a_hapO	Jalisco	Costa del Pacífico	20°33'38.1"N	105°15'20.2"O	49 S	DQ163994	*A. Miller 287a* (MO)
287e_hapP	Jalisco	Costa del Pacífico	20°33'38.1"N	105°15'20.2"O	49 S	DQ163995	*A. Miller 287e* (MO)
Yucatán Abal El Cuyo	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	51 MA	KY436865	*R. Ruenes*, Tizimín 1, UADY
Yucatán Abal ak Mani	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	52 MA	KY436866	*R. Ruenes*, Tizimín 2, UADY
Yucatán CiruelaDe monte	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	53 MA	KY436867	*R. Ruenes*, Tizimín 3, UADY
Yucatán Santa María	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	54 MA	KY436887	*R. Ruenes*, Tizimín 5, UADY
Yucatán Tuxilo	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	55 MA	KY436888	*R. Ruenes*, Tizimín 6, UADY

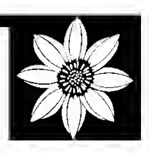


Apéndice 1. Continuación.

Individuo/espécimen	País/Estado	Provincia Biogeográfica	Latitud	Longitud	Población	Accesión GB	Información del voucher
Yucatán Xpich Izamal	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	56 MA	KY436889	*R. Ruenes*, Tizimín 4, UADY
Silvestre Yucatán	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	57 MA	KY436890	Abal silvestre, CRUPY
Abal ak 1 Yucatán	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	58 MA	KY436891	Abal ak 1, CRUPY
Abal ak 2 Yucatán	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	59 MA	KY436892	Abal ak 2, CRUPY
Abal ak 3 Yucatán	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	60 MA	KY436893	Abal ak 3, CRUPY
Abal ak 4 Yucatán	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	61 MA	KY436894	Abal ak 4, CRUPY
Jajal abal Yucatán	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'14.3"N	89°14'46.3"O	62 MA	KY436895	Jajal abal, CRUPY
267c_hapAC	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	DQ164083	*A. Miller 267c* (MO)
268a_hapAC	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	DQ164084	*A. Miller 268a* (MO)
268_hapAC	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	DQ164085	*A. Miller 268* (MO)
269_hapAC	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	DQ164086	*A. Miller 269* (MO)
Yucatán Amarilla Oaxaca	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436871	*N. Fortuny*, Hocabá 4, UADY
Yucatán Juntura 1 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436872	*N. Fortuny*, Hocabá 5, UADY
Yucatán Juntura 2 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436873	*N. Fortuny*, Hocabá 6, UADY
Yucatán Campechana Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436874	*N. Fortuny*, Hocabá 7, UADY
Yucatán Juji abal	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436875	*N. Fortuny*, Hocabá 8, UADY
Yucatán Jajal Noc	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436876	*N. Fortuny*, Hocabá 9, UADY
Yucatán Ek abal 2 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436877	*N. Fortuny*, Hocabá 10, UADY
Yucatán Campechana Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436878	*N. Fortuny*, Hocabá 11, UADY
Yucatán Tuxpana Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436879	*N. Fortuny*, Hocabá 12, UADY
Yucatán Chi abal 1 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436880	*N. Fortuny*, Hocabá 13, UADY
Yucatán Chi abal 2 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436881	*N. Fortuny*, Hocabá 14, UADY
Yucatán Chi abal 3 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436882	*N. Fortuny*, Hocabá 15, UADY
Yucatán Chi abal 4 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436883	*N. Fortuny*, Hocabá 16, UADY
Yucatán Juntura abal Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436884	*N. Fortuny*, Hocabá 17, UADY
267b_hapAC	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	DQ164082	*A. Miller 267b* (MO)

Apéndice 1. Continuación.

Individuo/espécimen	País/Estado	Provincia Biogeográfica	Latitud	Longitud	Población	Accesión GB	Información del voucher
Yucatán Ek abal 1 Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436868	*N. Fortuny* Hocabá 1, UADY
Yucatán Huhi abal Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436869	*N. Fortuny*, Hocabá 2, UADY
Yucatán Tuspana Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436870	*N. Fortuny*, Hocabá 3, UADY
Yucatán Veracruzana	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436885	*N. Fortuny*, Hocabá 18, UADY
Yucatán Tuspena Hocaba	Yucatán	Península de Yucatán	20°49'08.8"N	89°14'46.9"O	50 MA	KY436886	*N. Fortuny*, Hocabá 19, UADY
Jalisco Mansa	Jalisco	Costa del Pacífico	20°51'30.41"N	103°45'57.22"O	52 MA	KY436841	*M. Ferrer*, Tequila 1, UADY
Jalisco Obo	Jalisco	Costa del Pacífico	20°51'30.41"N	103°45'57.22"O	52 MA	KY436842	*M. Ferrer*, Tequila 2, UADY
286a_hapO	Nayarit	Costa del Pacífico	21°19'41.3"N	105°11'04.5"O	53S	DQ163991	*A. Miller 286a* (MO)
286b_hapO	Nayarit	Costa del Pacífico	21°19'41.3"N	105°11'04.5"O	53 S	DQ163992	*A. Miller 286b* (MO)
Nayarit Nay 18	Nayarit	Costa del Pacífico	21°19'41.3"N	105°11'04.5"O	53S	KY436860	Nayarit, CRUPY
Sinaloa Sin 3	Sinaloa	Costa del Pacífico	26°56'41.49"N	108°27'43.24"O	54 MA	KY436861	Rosario, Sinaloa 3, CRUPY
Sinaloa Sin 15	Sinaloa	Costa del Pacífico	26°56'41.49"N	108°27'43.24"O	54 MA	KY436862	Rosario, Sinaloa 15, CRUPY
E17_1_hapD	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163957	*A. Costello E17* (NY)
E26_1_hapC	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163956	*A. Costello E26* (NY)
E3_hapE	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163955	*A. Costello E3* (NY)
F10_hapB	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163953	*A. Costello F10* (NY)
F12_2_hapC	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163954	*A. Costello F12* (NY)
F14_2_hapL	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163984	*A. Costello F14* (NY)
F20_hapA	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163952	*A. Costello F20* (NY)
R17_1_hapM	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163988	*A. Costello R17* (NY)
R7_1_hapN	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163989	*A. Costello R7* (NY)
R71_1_hapM	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163987	*A. Costello R71* (NY)
R72_2_hapM	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163986	*A. Costello R72* (NY)
R73_1_hapL	Brasil	----	----	----	Brasil	DQ163985	*A. Costello R73* (NY)

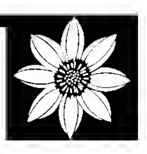


Apéndice 2. Secuencias empleadas en la reconstrucción de los cladogramas con la región intergénica *trnA-trnH* de cloroplasto (*trnA-trnH*) y el gen nuclear fosfoenol piruvato carboxilasa (*PEPC*) para identificar las relaciones entre las especies del género *Spondias* L. en Mesoamérica. La región incluida en el alineamiento final (Región) se presenta para cada accesión de GenBank. El número de accesión de GenBank e información del voucher (colector, número o clave de colecta, herbario o colección de referencia) del que se obtuvieron las secuencias (tomadas de las referencias en literatura citada) se presentan en las últimas columnas; mientras que en la columna individuo/espécimen se presenta el nombre de la secuencia que se registró en GenBank.

Especie	Individuo/Espécimen	Gen	Región	Accesión GenBank	Referencia	Información de voucher
Bursera arborea (Rose) L. Riley.	*Rosell 16* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377934	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 16* (MEXU)
Bursera arida (Rose) Standl.	*J. C. Montero 803* (MEXU)	*PEPC*	1-231	JF919098	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 803* (MEXU)
Bursera attenuata (Rose) L. Riley.	*R. Medina 3417* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377936	De Nova et al., 2012	*R. Medina 3417* (MEXU)
Bursera attenuata (Rose) L. Riley.	*R. Medina 3412* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377935	De Nova et al., 2012	*R. Medina 3412* (MEXU)
Bursera attenuata (Rose) L. Riley.	*R. Medina 3423* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377937	De Nova et al., 2012	*R. Medina 3423* (MEXU)
Bursera brunea (Urb.) Urb. & Ekman	clone 5	*PEPC*	1-231	AY309381	Weeks y Simpson, 2004	*A. Weeks 01-VIII-22-2* (TEX)
Bursera discolor Rzed.	*Bursera discolor*	*PEPC*	1-229	AY309364	Weeks y Simpson, 2004	*A. Weeks 98-VII-15-1* (TEX)
Bursera galeottiana Engl.	*J. C. Montero 805* (MEXU)	*PEPC*	1-231	JF919117	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 805* (MEXU)
Bursera gracilipes Urb. & Ekman	clone 5	*PEPC*	1-231	AY309387	Weeks y Simpson, 2004	*A. Veloz 2677* (JBSD)
Bursera gracilipes Urb. & Ekman	clone 4	*PEPC*	1-231	AY309386	Weeks y Simpson, 2004	*A. Veloz 2677* (JBSD)
Bursera instabilis McVaugh & Rzed.	*Rosell 12* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377947	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 12* (MEXU)
Bursera instabilis McVaugh & Rzed.	*Rosell 11* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377946	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 11* (MEXU)
Bursera instabilis McVaugh & Rzed.	*Rosell 13* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377948	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 13* (MEXU)
Bursera itzae Lundell	*J. C. Montero 1029* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377950	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 1029* (MEXU)
Bursera itzae Lundell	*J. C. Montero 1030* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377951	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 1030* (MEXU)
Bursera krusei Rzed.	*R. Medina 4045* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377952	De Nova et al., 2012	*R. Medina 4045* (MEXU)
Bursera lancifolia (Schltdl.) Engl.	*Bursera lancifolia*	*PEPC*	1-229	AY309368	Weeks y Simpson, 2004	*A. Weeks 98-VII-14-5* (TEX)
Bursera longipes (Rose) Standl.	*Cervantes 5* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377955	De Nova et al., 2012	*A. Cervantes 5* (MEXU)
Bursera longipes (Rose) Standl.	*Olson* 1028 (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377956	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1028* (MEXU)
Bursera longipes (Rose) Standl.	*Olson 1029* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377954	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1029* (MEXU)
Bursera longipes (Rose) Standl.	*R. Medina P-6* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377957	De Nova et al., 2012	*R. Medina P-6* (MEXU)

Apéndice 2. Continuación.

Especie	Individuo/Espécimen	Gen	Región	Accesión GenBank	Referencia	Información de voucher
Bursera multifolia (Rose) Engl.	*R. Medina Lemos 4467* (MEXU)	*PEPC*	1-231	JF919132	De Nova et al., 2012	*R. Medina Lemos 4467* (MEXU)
Bursera multijuga Engl.	*J. C. Montero* (MEXU)	*PEPC*	1-582	JF919133	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero* (MEXU)
Bursera ovalifolia (Schltdl.) Engl.	*Olson 1128* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377958	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1128* (MEXU)
Bursera ovalifolia (Schltdl.) Engl.	*Olson 1133* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377959	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1133* (MEXU)
Bursera roseana Rzed., Calderón & Medina	*Rosell 25* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377963	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 25* (MEXU)
Bursera roseana Rzed., Calderón & Medina	*R. Medina 3406* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377964	De Nova et al., 2012	*R. Medina 3406* (MEXU)
Bursera rzedowskii C.A. Toledo	*N. Diego Perez 863* (MEXU)	*PEPC*	1-231	JF919141	De Nova et al., 2012	*N. Diego Perez 863* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Rosell 45* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377975	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 45* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Rosell 46* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377974	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 46* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*J. C. Montero 1032* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377992	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 1032* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*C. Martínez 42563* (HAC)	*PEPC*	1-231	GQ377987	De Nova et al., 2012	*C. Martínez 42563* (HAC)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*C. Martínez 42573* (HAC)	*PEPC*	1-231	GQ377986	De Nova et al., 2012	*C. Martínez 42573* (HAC)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*C. Martinez et a*l *2285* (RAS)	*PEPC*	1-231	GQ377985	De Nova et al., 2012	*C. Martínez et al. 2285* (RAS)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*C. Martínez 42570* (HAC)	*PEPC*	1-231	GQ377983	De Nova et al., 2012	*C. Martínez 42570* (HAC)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Olson 1061* (INB)	*PEPC*	1-231	GQ377982	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1061* (INB)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Olson 1063* (INB)	*PEPC*	1-231	GQ377981	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1063* (INB)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Whitson 343* (MO)	*PEPC*	1-231	GQ377980	De Nova et al., 2012	*M. K. Whitson 343* (MO)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Olson 1034* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377976	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1034* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Rosell 44* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377973	De Nova et al., 2012	*J. A. Rosell 44* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Olson 1040* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377971	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1040* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Olson 1072* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377969	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1072* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Olson 1079* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377967	De Nova et al., 2012	*M. E Olson 1079* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Olson* 1078 (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377966	De Nova et al., 2012	*M. E. Olson 1078* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*R. Medina 4430* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377965	De Nova et al., 2012	*R. Medina 4430* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*J. C. Montero 932* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377962	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 932* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*Bursera simaruba*	*PEPC*	1-231	AY309379	Weeks y Simpson, 2004	*A. Weeks 01-VIII-22-3* (TEX)

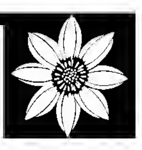


Apéndice 2. Continuación.

Especie	Individuo/Espécimen	Gen	Región	Accesión GenBank	Referencia	Información de voucher
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*J. C. Montero 938* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377961	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 938* (MEXU)
Bursera simaruba (L.) Sarg.	*J. C. Montero 1028* (MEXU)	*PEPC*	1-231	GQ377991	De Nova et al., 2012	*J. C. Montero 1028* (MEXU)
Canarium balansae Engl.	*Canarium balansae* Engl.	*trnA-trnH*	172-312	FJ466486	Weeks, 2009	*J. Munzinger 2965* (NOU)
Pseudospondias microcarpa (A. Rich.) Engl.	*PM5455* (LBV)	*trnA-trnH*	156-614	KC667979	Parmentier et al., 2013	*P. Morgane 5455* (LBV)
Pseudospondias microcarpa (A. Rich.) Engl.	*PM5584* (LBV)	*trnA-trnH*	151-609	KC688827	Parmentier et al., 2013	*P. Morgane 5584* (LBV)
Spondias dulcis Parkinson	isolate Spo.dulci 23333	*trnA-trnH*	258-645	KJ026796	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1574* (HUEFS)
Spondias dulcis Parkinson	isolate Spo.dulci 2375.05	*trnA-trnH*	258-645	KJ026800	Machado et al., 2014	*M. C. Machado et al. 1302* (HUEFS)
Spondias dulcis Parkinson	isolate Spo.dulci 2375.04	*trnA-trnH*	258-645	KJ026799	Machado et al., 2014	*M. C. Machado et al. 1300* (HUEFS)
Spondias dulcis Parkinson	isolate Spo.dulci 2375.03	*trnA-trnH*	258-645	KJ026798	Machado et al., 2014	*M. C. Machado et al.* (HUEFS)
Spondias dulcis Parkinson	isolate Spo.dulci 23334	*trnA-trnH*	258-645	KJ026797	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1574* (HUEFS)
Spondias macrocarpa Engl.	isolate Spo.macro 2523.03	*trnA-trnH*	184-627	KJ026803	Machado et al., 2014	*S. Costa s.n.* (HUEFS)
Spondias macrocarpa Engl.	isolate Spo.macro 2443.02	*trnA-trnH*	184-627	KJ026802	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1550* (HUEFS)
Spondias macrocarpa Engl.	isolate Spo.macro 2443.01	*trnA-trnH*	184-627	KJ026801	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1549* (HUEFS)
Spondias macrocarpa Engl.	isolate Spo.macro 2523.05	*trnA-trnH*	184-627	KJ026804	Machado et al., 2014	*H. Lorenzi 4068* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 26064	*trnA-trnH*	179-612	KJ026814	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1565* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 26063	*trnA-trnH*	179-612	KJ026813	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1565* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 26062	*trnA-trnH*	179-612	KJ026812	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1565* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 26061	*trnA-trnH*	179-612	KJ026811	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1565* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 23861	*trnA-trnH*	179-612	KJ026810	Machado et al., 2014	*E. Melo et al.* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 1717.22	*trnA-trnH*	179-612	KJ026809	Machado et al., 2014	*A. M. Miranda 4462* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 17179	*trnA-trnH*	179-612	KJ026808	Machado et al., 2014	*A. M. Miranda 4462* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 17173	*trnA-trnH*	179-612	KJ026807	Machado et al., 2014	*A. M. Miranda 4462* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 17171	*trnA-trnH*	179-612	KJ026806	Machado et al., 2014	*A. M. Miranda 4462* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 1717.04	*trnA-trnH*	179-612	KJ026805	Machado et al., 2014	*A. M. Miranda 4462* (HUEFS)

Apéndice 2. Continuación.

Especie	Individuo/Espécimen	Gen	Región	Accesión GenBank	Referencia	Información de voucher
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 26066	*trnA-trnH*	179-613	KJ026816	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1566* (HUEFS)
Spondias mombin L.	isolate STRIBCI 601406	*trnA-trnH*	1-518	GQ982370	Kress et al., 2009	601406 Forest Dynamics Plot on Barro Colorado Island
Spondias mombin L.	haplotype F	*PEPC*	1-574	FJ187703	Miller, 2008	*A. Miller* 42 (MO), *50* (MO), *82b* (MO)
Spondias mombin L.	haplotype G	*PEPC*	1-574	FJ187704	Miller, 2008	*A. Miller* 42 (MO), *50* (MO)
Spondias mombin L.	haplotype B	*PEPC*	1-574	FJ187699	Miller, 2008	*A. Miller 56* (MO), *82c* (MO), *174c* (MO), *216c* (MO), *216h* (MO)
Spondias mombin L.	haplotype A	*PEPC*	1-574	FJ187698	Miller, 2008	*A. Miller 216b* (MO), *216c* (MO)
Spondias mombin L.	haplotype D	*PEPC*	1-574	FJ187701	Miller, 2008	*A. Miller 216d* (MO)
Spondias mombin L.	haplotype C	*PEPC*	1-574	FJ187700	Miller, 2008	*A. Miller 217c* (MO)
Spondias mombin L.	haplotype E	*PEPC*	1-574	FJ187702	Miller, 2008	*A. Miller 217a* (MO)
Spondias mombin L.	isolate Spo.mombi 26065	*trnA-trnH*	179-612	KJ026815	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1565* (HUEFS)
Spondias purpurea L.	isolate Spo.purpu 2375.01	*trnA-trnH*	14-527	KJ026820	Machado et al., 2014	*M. C. Machado et al. 1297* (HUEFS)
Spondias purpurea L.	isolate Spo.purpu 2333.02	*trnA-trnH*	14-527	KJ026819	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1572* (HUEFS)
Spondias purpurea L.	isolate Spo.purpu 23329	*trnA-trnH*	14-527	KJ026818	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1571* (HUEFS)
Spondias purpurea L.	isolate Spo.purpu 2331.27	*trnA-trnH*	14-527	KJ026817	Machado et al., 2014	*D. Cardoso* y *M. C. Machado 3259* (HUEFS)
Spondias purpurea L.	haplotype AT	*PEPC*	1-574	FJ187741	Miller, 2008	*A. Miller 84* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AM	*PEPC*	1-574	FJ187734	Miller, 2008	*A. Miller 133f* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype L	*PEPC*	1-574	FJ187709	Miller, 2008	*A. Miller 219a* (MO), *219d* (MO), *219f* (MO), *219g* (MO), *219h* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AU	*PEPC*	1-574	FJ187742	Miller, 2008	*A. Miller 111c* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AN	*PEPC*	1-574	FJ187735	Miller, 2008	*A. Miller 201f* (MO), *219c* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AL	*PEPC*	1-574	FJ187733	Miller, 2008	*A. Miller 73a* (MO), *73b* (MO), *74a* (MO), *74c* (MO), *74d* (MO), *74e* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AJ	*PEPC*	1-574	FJ187732	Miller, 2008	*A. Miller 219c* (MO), *219h* (MO)



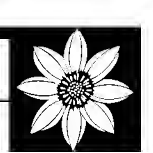
Apéndice 2. Continuación.

Especie	Individuo/Espécimen	Gen	Región	Accesión GenBank	Referencia	Información de voucher
Spondias purpurea L.	haplotype W	*PEPC*	1-574	FJ187719	Miller, 2008	*A. Miller 145b* (MO), *145d* (MO), *145e* (MO), *145f* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype R	*PEPC*	1-574	FJ187715	Miller, 2008	*A. Miller 79* (MO), *109a* (MO), *109b* (MO), *109c* (MO), *109d* (MO), *109f* (MO), *111g* (MO), *111h* (MO), *133f* (MO), *149d* (MO), *236a* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AX	*PEPC*	1-574	FJ187745	Miller, 2008	*A. Miller 74a* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AQ	*PEPC*	1-574	FJ187738	Miller, 2008	*A. Miller 79b* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AO	*PEPC*	1-574	FJ187736	Miller, 2008	*A. Miller 201d* (MO), *201f* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AB	*PEPC*	1-574	FJ187724	Miller, 2008	*A. Miller 161a* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype Q	*PEPC*	1-574	FJ187714	Miller, 2008	*A. Miller 149e* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype P	*PEPC*	1-574	FJ187713	Miller, 2008	*A. Miller 121b* (MO), *73a* (MO), *73b* (MO), *74c* (MO), *74d* (MO), *74e* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AY	*PEPC*	1-574	FJ187746	Miller, 2008	*A. Miller 88a* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AW	*PEPC*	1-574	FJ187744	Miller, 2008	*A. Miller 201d* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AV	*PEPC*	1-574	FJ187743	Miller, 2008	*A. Miller 111c* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AS	*PEPC*	1-574	FJ187740	Miller, 2008	*A. Miller 84* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AR	*PEPC*	1-574	FJ187739	Miller, 2008	*A. Miller 79b* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype X	*PEPC*	1-574	FJ187720	Miller, 2008	*A. Miller 161b* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype V	*PEPC*	1-574	FJ187718	Miller, 2008	*A. Miller 129a2* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype O	*PEPC*	1-574	FJ187712	Miller, 2008	*A. Miller 111f* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype K	*PEPC*	1-574	FJ187708	Miller, 2008	*A. Miller 195* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AD	*PEPC*	1-574	FJ187726	Miller, 2008	*A. Miller 111a* (MO), *111b* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AA	*PEPC*	1-574	FJ187723	Miller, 2008	*A. Miller 44* (MO), *45a1* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype U	*PEPC*	1-574	FJ187717	Miller, 2008	*A. Miller 146c1* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype T	*PEPC*	1-574	FJ187716	Miller, 2008	*A. Miller 129g* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AG	*PEPC*	1-574	FJ187729	Miller, 2008	*A. Miller 149j* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AC	*PEPC*	1-574	FJ187725	Miller, 2008	*A. Miller 111a* (MO), *111b* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AH	*PEPC*	1-574	FJ187730	Miller, 2008	*A. Miller 149j* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AP	*PEPC*	1-574	FJ187737	Miller, 2008	*A. Miller 208g* (MO)

Apéndice 2. Continuación.

Especie	Individuo/Espécimen	Gen	Región	Accesión GenBank	Referencia	Información de voucher
Spondias purpurea L.	haplotype AE	*PEPC*	1-574	FJ187727	Miller, 2008	*A. Miller 146f1* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype Z	*PEPC*	1-574	FJ187722	Miller, 2008	*A. Miller 43* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AF	*PEPC*	1-574	FJ187728	Miller, 2008	*A. Miller 146f1* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype Y	*PEPC*	1-574	FJ187721	Miller, 2008	*A. Miller 41* (MO), *45a1* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype AI	*PEPC*	1-574	FJ187731	Miller, 2008	*A. Miller 174c* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype H	*PEPC*	1-574	FJ187705	Miller, 2008	*A. Miller 82b* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype N	*PEPC*	1-574	FJ187711	Miller, 2008	*A. Miller 129a1* (MO)
Spondias purpurea L.	isolate Spo.purpu 2375.02	*trnA-trnH*	14-527	KJ026821	Machado et al., 2014	*M. C. Machado et al. 1299* (HUEFS)
Spondias purpurea L.	haplotype J	*PEPC*	1-574	FJ187707	Miller, 2008	*A. Miller 129f1* (MO), *145h* (MO), *146d* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype I	*PEPC*	1-574	FJ187706	Miller, 2008	*A. Miller 82c* (MO)
Spondias purpurea L.	haplotype M	*PEPC*	1-574	FJ187710	Miller, 2008	*A. Miller 129f2* (MO)
Spondias radlkoferi Donn. Sm.	haplotype AZ	*PEPC*	1-624	FJ187747	Miller, 2008	*A. Miller 49* (MO)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2606.06	*trnA-trnH*	187-584	KJ026840	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1570* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2606.05	*trnA-trnH*	187-584	KJ026839	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1570* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2606.04	*trnA-trnH*	187-584	KJ026838	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1570* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2606.03	*trnA-trnH*	187-584	KJ026837	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1568* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2606.02	*trnA-trnH*	187-584	KJ026836	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1568* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2606.01	*trnA-trnH*	187-584	KJ026835	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1568* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2446.07	*trnA-trnH*	187-584	KJ026834	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *F. X. Souza 1560* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2446.06	*trnA-trnH*	187-584	KJ026833	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *F. X. Souza 1559* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 22381	*trnA-trnH*	187-584	KJ026832	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1283* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2238.07	*trnA-trnH*	187-584	KJ026831	Machado et al., 2014	*M. C. Machado 1278* (HUEFS)
Spondias venulosa (Engl.) Engl.	isolate Spo.venul 2606.07	*trnA-trnH*	187-584	KJ026841	Machado et al., 2014	*M. C. Machado* y *N. G. Antas 1570* (HUEFS)

Acta Botanica Mexicana 121: 39-81 Octubre 2017



Flora en playas y dunas costeras de México

Flora on beaches and coastal sand dunes of Mexico

Ileana Espejel[1,11], Oscar Jiménez-Orocio[1], Gonzalo Castillo-Campos[2], Pedro P. Garcillán[3], Lucero Álvarez[1], Silvia Castillo-Argüero[4], Rafael Durán[5], Merari Ferrer[5], Dulce Infante-Mata[6], Silvia Iriarte[4], José Luis León de la Luz[3], Hugo López-Rosas[7, 7a], Alfonso Medel Narváez[3], Roberto Monroy[3], Patricia Moreno-Casasola[2], Jon P. Rebman[8], Natalia Rodríguez-Revelo[1], Jesús Sánchez-Escalante[9], Sula Vanderplank[10]

1 Universidad Autónoma de Baja California, Facultad de Ciencias, Apdo. postal 1880, Ensenada, B. C., México.
2 Instituto de Ecología, A.C., Carretera antigua a Coatepec 351, El Haya, 91070 Xalapa, Veracruz, México.
3 Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, Avenida Instituto Politécnico Nacional 195, Playa Palo de Santa Rita Sur, 23096 La Paz, B.C.S., México.
4 Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Ciencias, Avenida 3000, Circuito Exterior s/n, Delegación Coyoacán, Ciudad Universitaria, 04510 Cd. Mx., México.
5 Centro de Investigaciones de Yucatán, calle 43 No. 130, Colonia Chuburná de Hidalgo, 97200 Mérida, Yucatán, México.
6 El Colegio de la Frontera Sur, Departamento de Manejo Sustentable de Cuencas y Zonas Costeras, Carretera antiguo aeropuerto km 2.5, 30700 Tapachula, Chiapas, México.
7 Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Estación El Carmen, México.
7a Dirección actual: Centro del Cambio Global y la Sustentabilidad en el Sureste. Calle Centenario del Instituto Juárez s/n, Colonia Reforma, 86080 Villahermosa, Tabasco, México.
8 San Diego Natural History Museum, 1788 El Prado, 92101 San Diego, CA, Estados Unidos de América.
9 Universidad de Sonora, Luis Donaldo Colosio s/n, entre Sahuaripa y Reforma, colonia centro, 83000 Hermosillo, Sonora, México.
10 Botanical Research Institute of Texas, 1700 University Drive, 76107 Fort Worth, TX, Estados Unidos de América.
11 Autor para la correspondencia: ileana.espejel@uabc.edu.mx

Citar como:
Espejel, I., O. Jiménez-Orocio, G. Castillo-Campos, P. P. Garcillán, L. Álvarez, S. Castillo-Argüero, R. Durán, M. Ferrer, D. Infante-Mata, S. Iriarte, J. L. León de la Luz, H. López-Rosas, A. Medel Narváez, R. Monroy, P. Moreno-Casasola, J. P. Rebman, N. Rodríguez-Revelo, J. Sánchez-Escalante y S. Vanderplank. 2017. Flora en playas y dunas costeras de México. Acta Botanica Mexicana 121: 39-81. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1290

Recibido: 4 de enero de 2016.
Revisado: 19 de enero de 2017.
Aceptado: 26 de mayo de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1290

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: Se presenta el primer listado florístico de las playas y dunas costeras de México, actualizado y respaldado por ejemplares de herbario.

Métodos: Se revisaron 14 herbarios nacionales y extranjeros. Se sobrepuso una retícula de 2 × 2 km al mapa de la costa y de las dunas costeras de México para referir todos los registros que corresponden a 2180 sitios con 12,419 ejemplares de plantas. Se calcularon índices de diversidad, similitud, diversidad taxonómica y redundancia.

Resultados clave: La flora registrada consta de 153 familias, 897 géneros y 2075 especies de plantas vasculares, las cuales representan 9.5% de la flora vascular de México. Las cinco colecciones con índices de redundancia altos IR≥0.7 son los herbarios de la Universidad Nacional Autónoma de México (MEXU, IR=0.9), del Centro de Investigación Científicas de Yucatán (CICY, IR=0.8), y los del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (HCIB), el Instituto de Ecología, A.C. (XAL) y el del Museo de Historia Natural de San Diego (SD), cada uno con un IR de 0.7. Se reconocen cinco regiones florísticas que corresponden a los mares de México. El Pacífico Norte tiene mayor diversidad taxonómica y el Pacífico Sur menor diversidad taxonómica. El Golfo de California, Golfo de México y Mar Caribe tienen diversidades taxonómicas similares. Las especies con más registros son *Trianthema portulacastrum* (165), *Croton punctatus* (107), *Echites umbelllatus* (106) e *Ipomoea pes-caprae* (90). Por el carácter de ecotono de las dunas costeras, la mayoría de las especies se comparten con los tipos de vegetación vecinos (selvas, matorrales, y humedales como las marismas y manglares).

Conclusiones: Esta primera lista de la flora en playas y dunas de México es la base para múltiples estudios florísticos regionales y locales, biogeográficos, y ecológicos; además, que será importante para su uso en temas de impacto ambiental y manejo costero.

Palabras clave: análisis florísticos nacionales, ecosistemas costeros, ecotono, plantas vasculares, vegetación costera.

Abstract:

Background and Aims: The first updated floristic checklist, supported with herbarium specimens, is presented for beaches and coastal sand dunes of Mexico.

Methods: The analysis is based on the revision of 14 national and foreign herbaria. A 2 × 2 km grid was placed over a map of the coastal sand dunes of Mexico to reference the herbarium records, corresponding to the 2180 sites and 12,419 examples of plants documented. Indices of diversity, similarity, taxonomic diversity, and redundancy were calculated.

Key results: The flora of the beaches and coastal sand dunes of Mexico consists of 153 families, 897 genera, and 2075 species of vascular plants. These represent 9.5% of the vascular flora of Mexico. The herbaria with high indices of redundancy (IR≥0.7) are the herbarium of the Universidad Nacional Autónoma de México (IR=0.9), the Centro de Investigación Científica de Yucatán (CICY, IR=0.8), the Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (HCIB), the Instituto de Ecología, A.C. (XAL) and the Natural Museum in San Diego (SD), each with an IR of 0.7. Five floristic regions are clearly recognized, which correspond to the seas of Mexico. The North Pacific has the highest taxonomic diversity and the South Pacific has the least. The Gulf of California, Gulf of Mexico and the Caribbean Sea have very similar taxonomic diversity. The species with the most recorded occurrences are *Trianthema portulacastrum* (165), *Croton punctatus* (107), *Echites umbellatus* (106) and *Ipomoea pes-caprae* (90). Considering the ecotonal nature of the ecosystem, most dune plants are shared with neighboring vegetation (forests, scrubs, wetlands, such as marshes or mangrove swamps).

Conclusions: This first checklist of the flora of beaches and coastal dunes is the baseline for multiple future studies: floristic, biogeographic, and ecological. Moreover, this list will be important if used in environmental assessments and coastal zone plans.

Key words: coastal ecosystems, coastal vegetation, ecotone, national floristic analyses, vascular plants.

Introducción

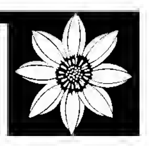
Los ecosistemas arenosos costeros constan básicamente de geoformas conocidas como dunas costeras, médanos, arenales o depósitos eólicos de arena, ligados a las playas (Goldsmith, 1989). Las playas y dunas son estructuras geomorfológicas con o sin vegetación que han motivado la investigación botánica y de ecología vegetal, porque son un ejemplo perfecto para ilustrar adaptaciones de las plantas al gradiente del ambiente marino-terrestre (Gallego-Fernández y Martínez, 2011). En las playas y dunas es posible estudiar los factores que gobiernan los sistemas de dunas y playas (viento, erosión/acresión, enterramiento, abrasión, inundación, sequía, aspersión salina y nutrientes escasos), ya que se expresan en gradientes espaciales muy marcados que los hace sistemas muy atractivos de estudio (Martínez y Moreno-Casasola, 1996; Martínez et al., 1997; Hesp et al., 2011). También resultan de interés las limitantes bióticas que dominan a las dunas estabilizadas por vegetación en suelos con mayor cantidad de nutrientes (p. ej., Jones et al., 2004; Lane et al., 2008), que generalmente se encuentran en el extremo del gradiente más distante del mar.

Aunque hay especies exclusivas de playas y dunas costeras, en estas últimas se forma una franja de ecotono con los tipos de vegetación que las flanquean (Castillo y Moreno-Casasola, 1996; Peinado et al., 2011), por lo que es frecuente encontrar elementos de matorral xerófilo (Vanderplank, 2011, observación personal de Natalia Rodríguez e Ileana Espejel), bosque de encino (Castillo et al., 2016), selva baja caducifolia (Castillo y Travieso-Bello, 2006) y aún de humedales (Moreno-Casasola et al., 2009) en suelos arenosos. En Yucatán, Campeche, Chiapas y Oaxaca hay individuos de mangle botoncillo (*Conocarpus erectus* L.) en el primer cordón de dunas (Espejel et al., 2015). Castillo y Moreno-Casasola desde 1996 definieron un grupo de especies en dunas costeras compartidas con otros tipos de vegetación tierra adentro, formando parte de los ecosistemas mencionados. Por otro lado, Devall (2005) ejemplifica cómo especies que se consideran exclusivas de playas y dunas costeras (p.ej. *Ipomoea pes-caprae* (L.) R. Br.), cuando encuentran las condiciones adecuadas, se establecen en suelos arenosos como en el lago de Nicaragua. Por esta razón, es más preciso referirse a la vegetación *en* dunas costeras y no a la vegetación *de* dunas costeras.

Aunque se ha documentado que las dunas costeras prestan 23 servicios ambientales de los cuatro tipos (provisión, regulación, culturales y de soporte) (Everard et al., 2010), es posible que sean los sistemas con mayor presión antrópica en México (Martínez et al., 2014). Esto se debe a que las playas y dunas costeras son ecosistemas con alta importancia socioeconómica debido a las preferencias del turismo y la urbanización que éste genera, así como al desarrollo de la ganadería extensiva y al cultivo de cocotales (García-Mora et al., 2001; Hesp, 2004; Muñoz-Vallés et al., 2011). Por ejemplo, Jiménez-Orocio et al. (2014a) estiman que 1% de la superficie de México (aproximadamente 800,000 hectáreas) son dunas costeras y que 46% de ellas han sido transformadas (uso agropecuario o urbanizadas) (Jiménez-Orocio et al., 2014b). La mayoría de las dunas fuera de áreas naturales protegidas están muy deterioradas (fragmentadas, perforadas, invadidas de flora exótica) (Jiménez-Orocio et al., 2014c). Asimismo, al estar ubicadas en la zona más baja de las cuencas hidrológicas, son el vertedero de residuos generados cuenca arriba (basura, pesticidas, nutrientes, etc.), que no fueron completamente depurados en ecosistemas adyacentes como el manglar y otros humedales. En las playas también se encuentra basura proveniente del mar (Derraik, 2002).

Actualmente, las playas y dunas costeras aumentan su valor debido a los escenarios de cambio climático por elevación del nivel medio del mar (Cavazos et al., 2013), que favorecen al servicio ecosistémico de protección que las playas y dunas proveen a la infraestructura urbana y agropecuaria en zonas costeras (Mendoza-González et al., 2012).

En México, varios autores han estudiado la vegetación en playas y dunas costeras (p. ej., Johnson, 1977; 1982; Espejel, 1987; Castillo et al., 1991; Martínez et al., 1992; Castillo y Moreno-Casasola 1996; Peinado et al., 2011; Álvarez-Molina et al., 2012). Sin embargo, hay temas hiper-estudiados pero también enormes vacíos de



conocimiento (Jiménez-Orocio et al., 2015). En especial, la información florística sobre playas y dunas de México estaba desactualizada (Moreno Casasola et al., 1998) y dispersa en fuentes bibliográficas o herbarios, por lo que era urgente contar con un inventario actualizado de la flora de sistemas arenosos costeros del país. La Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad (CONABIO) financió una iniciativa para completar el conocimiento faltante (Espejel et al., 2015). Se planteó la siguiente pregunta: ¿cuál es diversidad florística en playas y dunas del país? Para complementar la respuesta también se preguntó: ¿quiénes son los principales colectores y donde están las colecciones regionales más completas de estos ecosistemas?, ¿qué sitios se han colectado mejor y donde es necesario colectar más?, y ¿cómo varían espacialmente las especies de plantas en un área geográfica tan grande y heterogénea como es el litoral mexicano? Por ello, el objetivo de este artículo es analizar la riqueza florística en playas y dunas costeras dentro de México con base en los registros de herbarios y colectas propias. El listado florístico, aunque por su propia naturaleza será siempre provisional, es de gran utilidad como elemento de referencia en estudios florísticos, ecológicos, biogeográficos, así como herramienta para el manejo integral de la zona costera mexicana.

Materiales y Métodos

El estudio fue realizado por un equipo de numerosos investigadores de varias instituciones del país: Universidad Autónoma de Baja California (UABC), Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR), Universidad de Sonora (USON), Instituto de Ecología, A.C. (INECOL), Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C. (CICY), Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y de California, Estados Unidos de América, Museo de Historia Natural de San Diego (SDNHM) (Espejel et al., 2015). La información de cada grupo de investigadores se conjuntó en una única base de datos en MS Access, 2010.

Para comenzar se elaboró una lista provisional de plantas vasculares colectadas en playas y dunas costeras a partir de: a) base de datos de CONABIO con plantas registradas con las palabras clave *playas*, *dunas costeras*, *médanos* y *arenales*, b) especímenes en los 14 herbarios

Cuadro: Colecciones revisadas y colectas propias depositadas en 14 herbarios principales. En el Rancho Santa Anna (RSA), Desert Botanical Garden (DES) y University of California Berkeley (CAVA) hay respectivamente 5, 3 y 1 especies con sus respectivos ejemplares por lo que no fueron incorporados en el análisis estadístico. En XAL hay nuevos registros de G. Castillo que fueron agregados a este listado y en RSA están los registros de S.Vanderplank que no fueron agregados a este listado.

Institución	Herbario	Número de ejemplares	Número de especies
1. Instituto de Ecología, A.C. (INECOL)	XAL	3247	949
2. Centro de Investigación Científica de Yucatán, A.C. (CICY)	CICY	2526	474
3. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM)	MEXU	2123	241
4. “Anneta Mary Carter” Centro de Investigaciones de Baja California Sur (CIBNOR)	HCIB	1682	461
5. San Diego Natural History Museum (SDNHM)	SD	1380	424
6. Universidad de Sonora (USON)	USON	628	284
7. Universidad Autónoma de Baja California (UABC)	BCMEX	336	184
8. Universidad de California-Riverside (UCR)	UCR	218	163
9. Instituto de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío (INECOL BAJIO)	IEB	125	101
10. Arizona State University (ASU)	ASU	112	95
11. University of Arizona (UA)	ARIZ	33	29

participantes (Cuadro) registrados con las mismas palabras clave que en a), y de colectores conocidos por sus colectas en playas y dunas costeras de México y c) registros bibliográficos (en especial Moreno Casasola et al., 1998).

Se revisó la base de datos resultante, se eliminaron registros bibliográficos no depositados en herbarios y registros georreferenciados incorrectamente. Para los registros de especímenes de herbario cuya localidad solo estaba descrita se calcularon las coordenadas geográficas consultando el marco geoestadístico del Instituto Nacional de Estadística y Geografía por municipios (INEGI, 2010). Para este artículo, se depuró la base de datos entregada a CONABIO, se agregaron especies que los autores colectaron ya finalizado el proyecto y se incorporaron otras especies que, por falta de datos, no fue posible incorporarlas al formato de CONABIO, en especial los ejemplares del Herbario Nacional de México (MEXU).

Se revisaron sinonimias en los catálogos recomendados por CONABIO: catálogo taxonómico de especies de México, en Capital Natural de México, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad (CONABIO, 2009); Sistema Integrado de Información Taxonómica SIIT (CONABIO, 2015), y Tropicos.org (TROPICOS, 2016).

Para los análisis, se armó una cuadrícula sobre la franja de costa (Fig. 1), con celdas de 2 × 2 km. Se eligió este ancho porque corresponde al ancho promedio de las dunas nacionales, calculado a partir del mapa de dunas de Jiménez-Orocio et al. (2014a). Cada celda se tomó como una unidad de muestreo para los análisis de redundancia.

Se calculó un índice de redundancia para cuantificar el grado de "exhaustividad" (redundancia) de la colecta en cada una de las celdas de acuerdo a Garcillán et al. (2003).

$$IR=1-(S/h),$$

Donde,
R=redundancia,
S=número de especies y
h=número de ejemplares o registros.

Se calculó el IR para: 1) una región determinada, (2) colecciones y (3) colectores.

(1) La redundancia de una región se calculó utilizando las celdas, en este caso 2 × 2 km. Los valores de S y h corresponden a cada una de estas celdas, y se obtuvo información sobre la exhaustividad relativa de colecta entre las distintas celdas de la región.
(2) La redundancia de colecciones se hizo con el total de especies en la colección como S y el total de colectas en la misma como h.
(3) En la redundancia en colectores, el valor de S corresponde al total de especies encontradas por un colector dado, y h al total de especímenes colectados por dicho autor.

Para clasificar las regiones florísticas de playas y dunas costeras de México, se hizo un análisis de conglomerados con la presencia/ausencia de las especies, utilizando el índice de similitud de Pearson con el paquete estadístico Statistica 8 (StatSoft Inc., 2007), y se calculó el índice de Shannon para estimar la diversidad florística por región utilizando el paquete EstimateS (Cowell, 2013).

Resultados

La flora en playas y dunas de México está compuesta por 153 familias, 897 géneros y 2075 especies (Apéndice). Los autores, según su experiencia, reconocen que solo 4.6% de las especies (95) son preferentemente de playas y dunas costeras, las cuales corresponden básicamente a especies de playas y dunas semimóviles, ya que las dunas estabilizadas tienen una cobertura vegetal compartida con especies de los tipos de vegetación aledaños como son bosques o selvas tropicales, matorrales e inclusive especies de manglar y de humedales de agua dulce.

La variable independiente x es el número de especies/familia, y la dependiente es el número o porcentaje de familias. Al graficarla se obtiene la clásica "curva en forma de J" que se observa regularmente en estos casos (Fig. 2), ya que la gran mayoría de las familias (78%) tiene menos de 10 especies. De hecho, casi la tercera parte (32%) de las familias solo tiene una especie y únicamente cuatro familias (Asteraceae-248 especies, Fabaceae-223, Poaceae-168 y Euphorbiaceae-109) contienen el otro ter-

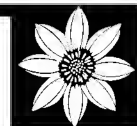


Figura 1: Franja costera dividida en celdas de 2 × 2 km (ancho promedio de las dunas de México de Jiménez-Orocio et al. (2014a). Se muestra un ejemplo de celda con los puntos de localización (sitios) de cada registro.

cio (34%) de las especies que se encuentran en playas y dunas costeras de México. Los géneros con más especies son *Euphorbia* (44), *Cyperus* (30), *Atriplex* (19), *Ipomoea* (18), *Croton* y *Passiflora* (16), y finalmente, *Ambrosia* y *Bursera* (15).

Distribución por colecciones

Los valores altos de IR indican que las especies colectadas tienen un número alto de especímenes por especie. Si el número de especies es alto, quiere decir que tienen muchas especies y muchos registros por cada especie. Este es el escenario ideal para una colección. Las cuatro colecciones nacionales con índices de redundancia mayores o iguales a 0.7 (Fig. 3) corresponden a los herbarios de la Universidad Nacional Autónoma de México (MEXU, IR=0.9), el Centro de Investigaciones Científicas de Yucatán (CICY, IR=0.8) que cubre básicamente la flora de playas y dunas costeras del Caribe mexicano en la costas de los estados de la Península de Yucatán (Campeche, Yucatán y Quintana Roo) y contiene las dos principales colecciones que se han hecho en esa región, una en los años 1980 y la que corresponde al proyecto

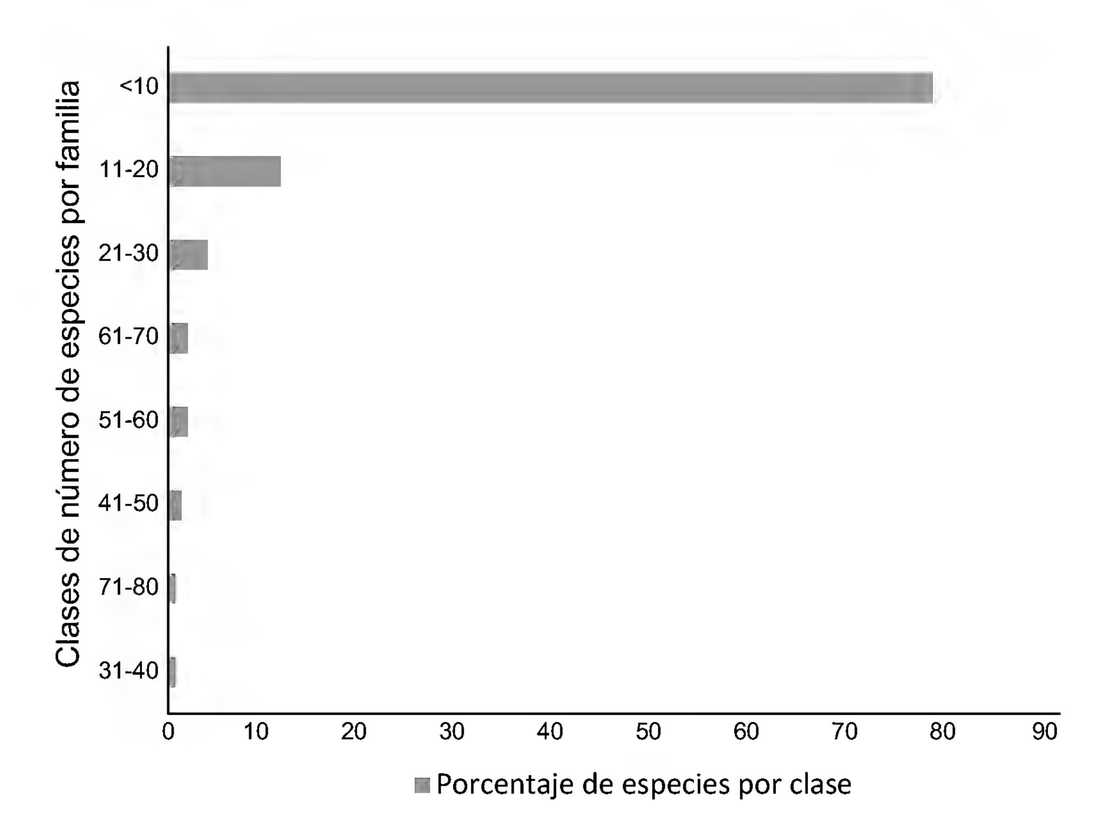


Figura 2: Distribución taxónomica de las especies por familias de la flora en playas y dunas de México. No están graficadas las cuatro familias con más especies: Asteraceae con 248 especies, Fabaceae con 223 especies, Poaceae con 168 especies y Euphorbiaceae con 109 especies.

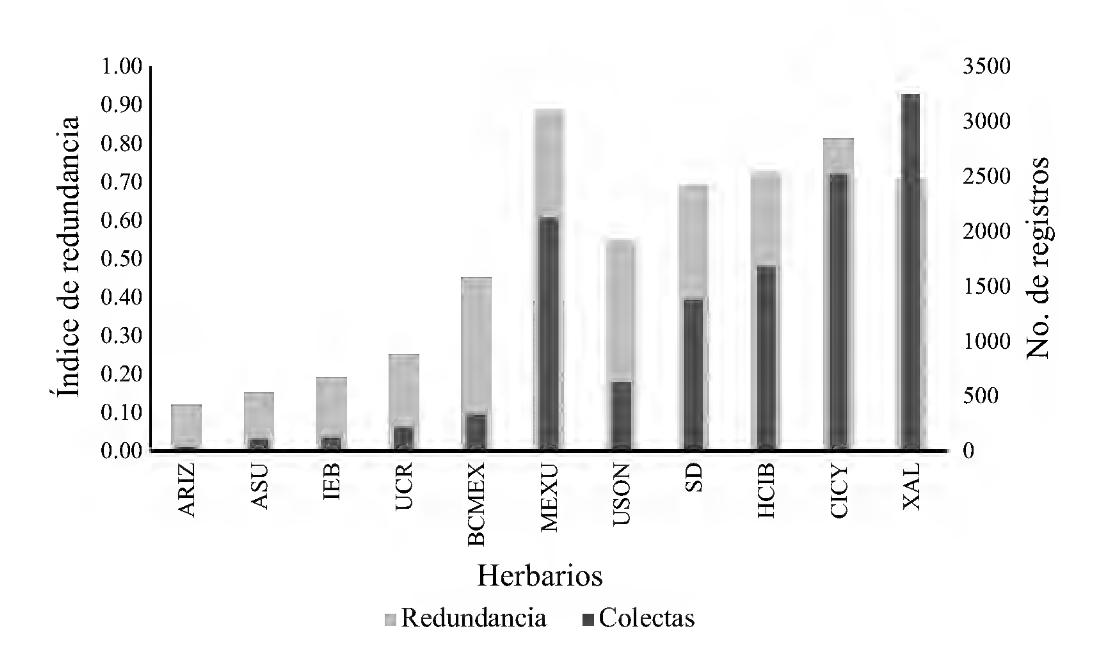
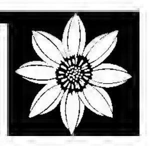


Figura 3: Especies y registros de colectas e índice de redundancia (IR) de las colecciones con plantas en playas y dunas costeras de México.

de CONABIO. La colección del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (HCIB, IR=0.7) cubre casi por completo las playas y dunas de Baja California Sur (aunque faltan colectas en las dunas del norte del estado), pero representa la flora de playas y dunas costeras del Pacífico mexicano y del Golfo de California. En el herbario del Instituto de Ecología, A.C. (XAL, IR=0.7) se encuentran las colecciones botánicas del litoral del Golfo de México de las playas y dunas costeras de Tamaulipas, Veracruz, Jalisco y Oaxaca, principalmente. La colección internacional con mejor esfuerzo de colecta está en el Museo de Historia Natural de San Diego (SD, IR=0.7) que cubre la flora de la Península de Baja California (Baja California y Baja California Sur). Si el número de especies es bajo, la colección tiene muchas colectas, pero de pocas especies. Por ejemplo, la colección de la Universidad de Sonora (USON, IR=0.55) hizo un esfuerzo de colecta excepcional para este proyecto, pero no tiene colecciones históricas y por lo tanto no tiene muchos ejemplares de las especies en las playas y dunas del estado.

Si el número de especies es bajo, correspondería al peor de los escenarios tanto para colector como para colección. Si el número de especies es alto, quiere decir que hay muchas especies y pocos ejemplares por cada especie.

En el caso de colectores indica que ha maximizado la colección (de especies nuevas) en su esfuerzo de colecta. Este sería el escenario ideal de un colector. De los 556 colectores registrados, Gonzalo Castillo del INECOL (XAL) sobresale por mucho habiendo colectado 12% del total de los ejemplares (1502) y la tercera parte (30.6%) de las especies (610) (IR=0.59) en playas y dunas de México. Sus colectas especialmente son del Golfo de México y también ha colectado en el Pacífico Sur. Merari Ferrer colectó 779 ejemplares de 172 especies (IR=0.78) de la Península de Yucatán para el proyecto de CONABIO. Esta proporción de muchos ejemplares de relativamente pocas especies resulta en un IR=0.8, el más alto de todos los colectores. Le siguen en número de colectas, botánicos de la Península de Baja California, Reid Moran (SD) con 549 ejemplares de 261 especies (IR=0.52), José Juan Pérez Navarro (HCIB) con 530 ejemplares de 188 especies (IR=0.64) y José Luis León de la Luz (HCIB) con 433 ejemplares de 229 especies (IR=0.47). Otros 12 colectores tienen rangos mayores a 200 ejemplares y a 100 especies y son tanto conocidos taxónomos y ecólogos regionales, como colectores aficionados o autores de tesis y artículos referentes a la vegetación local en playas y du-



nas costeras: Edgar Cabrera, Cástulo Chan, José Salvador Flores y Rafael Durán en la Península de Yucatán; Jon Rebman en la Península de Baja California; Miguel Domínguez y Debra Valvov en Baja California Sur; Ileana Espejel en la Península de Yucatán y en Baja California; Patricia Moreno-Casasola en las dunas del Golfo de México, Caribe y Pacífico Sur; Hugo López y Verónica Espejel en el Pacífico Sur y José de Jesús Sánchez y Richard Felger en Sonora.

Regiones florísticas de las playas y dunas costeras de México

La franja de costa con playas y dunas costeras cubre una superficie de 266,448 km^2 dentro de la cual hay 999 celdas de 4 km^2 con colectas en playas y dunas costeras, distribuidas en los 17 estados costeros de México. Se identificaron 2180 sitios con alguna colecta de plantas vasculares en playas y dunas costeras.

En la figura 4 se muestran los resultados del análisis de conglomerados por especies y localidades, las agrupaciones se relacionaron con variables geográficas y políticas. Se encontró una clara concordancia con las principales regiones marinas de México: Pacífico Norte, Golfo de California, Pacífico Sur, Golfo de México y Mar Caribe.

Las regiones florísticas con más alta diversidad de plantas vasculares en playas y dunas son las denominadas Golfo de México y Golfo de California y la región florística de menor diversidad es la Pacífico Sur (Fig. 5).

La flora en playas y dunas de México

Según la base de datos, las primeras especies colectadas en las dunas costeras de México no son estrictas de du-

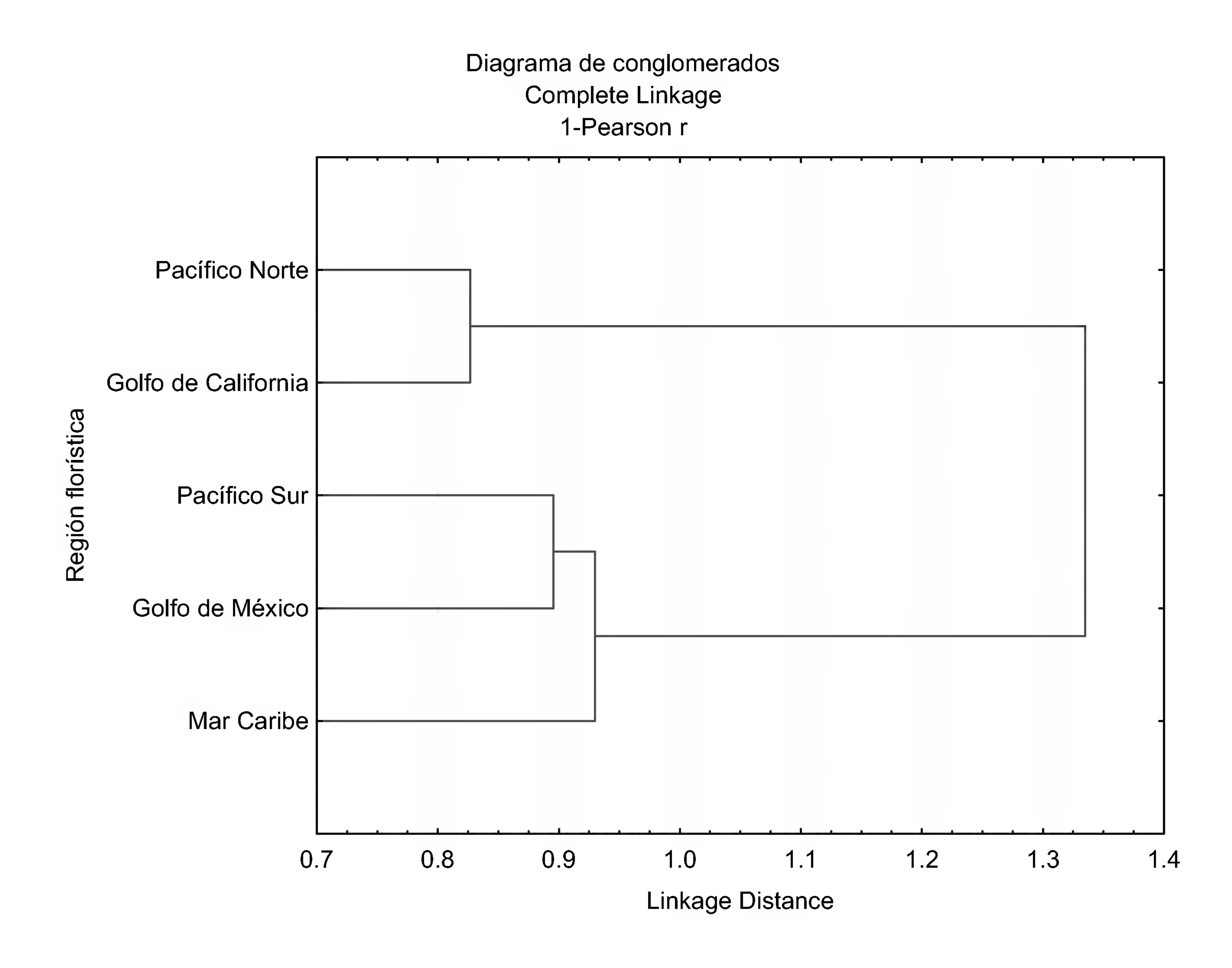


Figura 4: Dendrograma que muestra las cinco regiones florísticas de las playas y dunas costeras de México. El análisis se hizo por municipios, pero por cuestiones de claridad en la imagen, aquí se presenta simplificado.

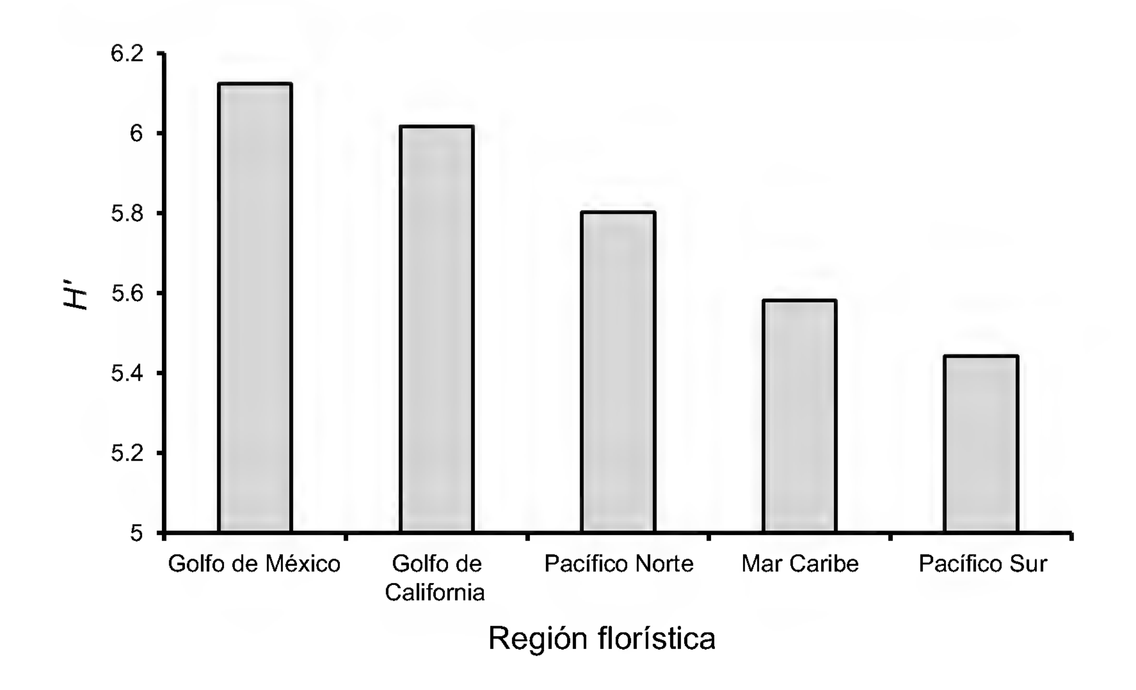


Figura 5: Índice de diversidad de Shannon (*H'*) para comparar las cinco regiones. Las varianzas son Golfo de México=0.00048, Golfo de California=0.00043, Pacífico Norte=0.00055, Mar Caribe=0.00045 y Pacífico Sur=0.0017.

nas (*Aesculus parryi* A. Gray, *Eriogonum repens* Reveal, *Aristida adscenionis* L.). Es hasta 1929 que I. L. Wiggins colectó la primera planta estricta de dunas costeras (Fig. 6), *Atriplex leucophylla* (Moq.) D. Dietr., en la desembocadura del arroyo Guadalupe en la playa de La Misión al norte de Ensenada, Baja California y ha sido colectada 12 veces más en Eréndira y El Rosario, en Baja California y en Isla Magdalena, Baja California Sur, entre otros lugares.

Al analizar la intensidad de las colectas a nivel nacional, se distinguen tres etapas: I) inicial, de crecimiento más o menos intenso, o con fases de mayor intensidad, que correspondería a los años previos a 1990-92, en el caso del Mar Caribe (CAR) es un poco antes (1985-87); II) media, ralentización del crecimiento de la tendencia, 1992-2010 y III) final, breve de incremento, 2010-12.

Discusión

Esta investigación actualiza el conocimiento de la flora en dunas costeras de México el cual se encontraba incompleto, desarticulado y desactualizado. Algunos estudios han actualizado listados florísticos de una región, por ejemplo, el trabajo de Torres et al. (2010) actualizó los listados que Espejel (1986) y Moreno-Casasola y Espejel (1986)

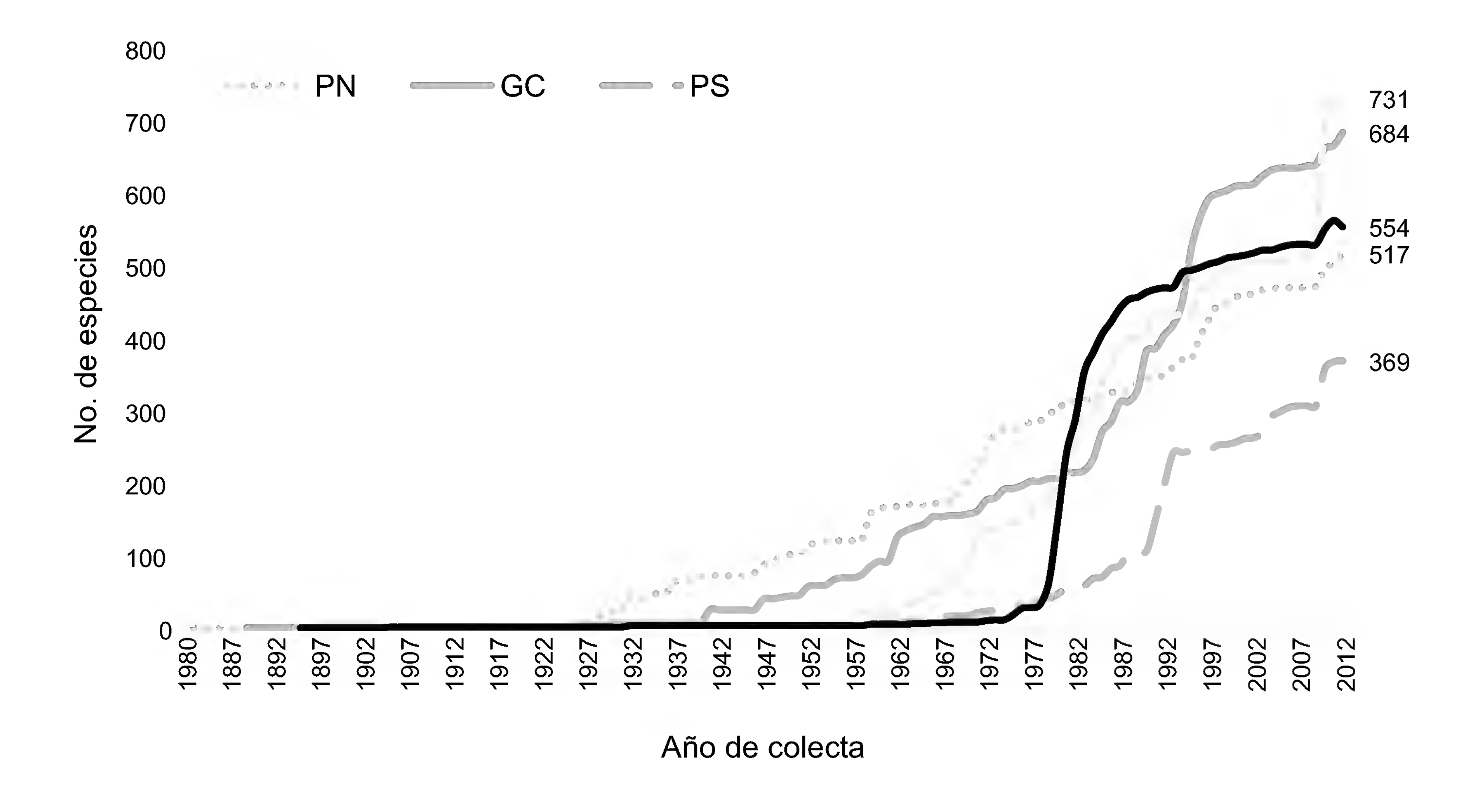
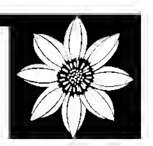


Figura 6: Acumulación temporal del número de especies y del número de colectas de la flora de playas y dunas de México entre 1883 y 2012. GC=Golfo de California (684 especies), PN=Pacífico Norte (517 especies), PS=Pacífico Sur (369 especies), GM=Golfo de México (732 especies) y CAR=Mar Caribe (554 especies). Los cambios en las pendientes significan el aumento en el esfuerzo de colecta producto de proyectos en dunas costeras como tesis de doctorado y del proyecto CONABIO (Espejel et al., 2015).



publicaron sobre las dunas de Yucatán el siglo pasado. Otros estudios concentran y actualizan listados regionales como Vanderplank (2011) para San Quintín, y Harper et al. (2011) para Colonet, en Baja California (zonas costeras incluidas en el trabajo de Johnson (1977)). Hay otros sitios que constantemente han sido colectados y permanentemente se actualizan los listados; ejemplo especial son las dunas de la estación biológica de La Mancha, Veracruz (Moreno-Casasola, 1982) y que Jiménez-Orocio et al. (2015) reconocen como las dunas costeras cuya flora ha sido más colectada del país.

Enmarcar las localidades de colecta de los 12,419 registros en las celdas de 4 km^2 permitió visualizar una colecta relativamente homogénea en todo el país. Sin embargo, permanecen sitios sin colectas suficientes; especialmente llamativas son las playas y dunas de las costas del Pacífico Sur donde se desarrolla selva baja caducifolia sobre dunas (Martínez et al., 2014), al igual que en Veracruz donde además hay bosque de encino, selva de chicozapote y selva de ébano (Castillo et al., 2016). Los estados del Pacífico Sur requieren un proyecto particular sobre riqueza florística en dunas costeras para perfeccionar el estudio de país.

Sobre las colecciones y los colectores

Las colecciónes más completas son las de MEXU y XAL, tienen a las personas que más han colectado en las playas y dunas costeras. Es importante citar esto porque hay especialistas de la flora de familias y de sitios, pero no es común entre los colectores que se hable de expertos en un tipo de vegetación determinado. Para la gráfica de la Figura 3 se eliminaron los herbarios con pocas especies (menos de 10) e índices de redundancia altos, porque sus objetivos no son la flora de México (ARIZ, CAVA, DES, etc.) (Cuadro), aunque aportan registros interesantes para el noroeste del país.

Las especializaciones regionales de los herbarios son: 1) en XAL prevalecen las floras en playas y dunas costeras del Golfo de México y algunos estados del Pacífico Sur; 2) CICY contiene completamente a la flora de la Península de Yucatán y 3) las regiones del Golfo de California y Pacífico Norte están bien representadas en tres colecciones: USON, HCIB y BCMEX, en México. La flora en playas y dunas costeras de Península de Baja California se encuentra sobre todo en SD en California, EUA, en el proyecto Bajaflora (http://bajaflora.org) que conjunta las colecciones de BCMEX, HCIB, RSA, SBBG, SD y UCR) y las mantiene actualizadas. El Pacífico Sur requiere de un herbario regional tan sólido como los analizados en este trabajo. La mejor colección de esta región está en el Herbario IEB del INECOL, Centro Regional del Bajío con duplicados en XAL (Cuadro).

Las cuatro etapas de colecta en playas y dunas costeras de México obedecen a la instalación de instituciones grandes en las regiones; por ejemplo, la llegada de Instituto Nacional de Investigación sobre Recursos Bioticos (INIREB) a Xalapa y del Instituto de Ecología, A.C. (INECOL) a esta misma ciudad en Veracruz, del proyecto de dunas costeras del Laboratorio de Ecología de la Facultad de Ciencias (UNAM) depositadas tanto en MEXU como en XAL, y el proyecto Etnoflora Yucatanense en la Península de Yucatán son la causa de un aumento de colectas en la década de 1980. También en la Península de Baja California, la llegada de botánicos y ecólogos vegetales al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR) y a la Universidad Autónoma de Baja California (IUABC) y el trabajo intenso del Museo de Historia Natural de San Diego a través de su proyecto Bajaflora explican el incremento de colectas en la década de 1990. En esta época la participación de instituciones académicas, como el Instituto de Ecología, A.C., en estudios de ordenamiento territorial de zonas costeras dio lugar a colectas en Jalisco, Guerrero y Oaxaca. Finalmente, los resultados del esfuerzo de colecta del presente trabajo se reflejan entre 2010 y 2012, donde se agregan registros de las especies de las selvas sobre dunas costeras que no se habían reportado en Veracruz, Tamaulipas, Oaxaca y Chiapas; se hace una colección botánica de las dunas de Sonora donde había muy pocos ejemplares y se suman los herbarios de Arizona que se citan en el Cuadro.

Asimismo, hay incorporaciones recientes que deben adicionarse a la base de datos en el futuro, como son

las colectas de Sula Vanderplank en su tesis doctoral y otras publicaciones (Vanderplank et al., 2011), cuyos ejemplares no se encontraban en la base de datos del Rancho Santa Anna (RSA) cuando se hizo esta investigación, aunque están consideradas como registros bibliográficos en la base de datos de CONABIO. Los ejemplares de MEXU, que no pudieron incorporarse por falta de los campos de información obligatorios según las reglamentaciones de CONABIO, sí fueron incorporados en el listado que aquí se analiza.

Existen otros herbarios que tienen ejemplares y no fueron consultados como es el Botanical Research Institute of Texas y quizás en el estado de Florida (USA) también se tengan ejemplares de Tamaulipas y Yucatán, respectivamente. Para completar este listado habría que revisar más herbarios extranjeros. Herbarios que recientemente han crecido y posiblemente hayan incrementado sus listados de flora de dunas, como es el de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT) o el de la Sociedad para el Estudio de los Recursos Bióticos de Oaxaca (SERBO) en Oaxaca, también deben consultarse en una actualización a este listado.

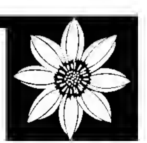
Un IR bajo puede significar que tenga una gran limitación de espacio y priorice tener muchas especies y no acepte nuevos especímenes de especies ya presentes en la colección. En la práctica esto último suele suceder con la mayoría de las colecciones de los estados y extranjeras.

Sobre las regiones florísticas de las dunas costeras de México

En una primera aproximación, Moreno-Casasola et al. (1998) distinguieron las cinco regiones que se confirman estadísticamente en este análisis. En el dendrograma de la Figura 4, las regiones del noroeste se separan del resto debido a la influencia de las floras de los desiertos, mientras que en las otras tres regiones, la influencia es de especies de las selvas tropicales. Sin embargo, las playas y dunas costeras con mayor diversidad son las que corresponden a los dos Golfos, el de México y el de California. Esto puede explicarse porque en las dunas de Veracruz y Tabasco crecen selvas con una alta diversidad y en el Golfo de California convergen floras de varios tipos de desiertos al norte y de las selvas tropicales de Sinaloa al sur (Johnson, 1995). Asimismo, en el Pacífico Norte se desarrolla una flora que combina vegetación del desierto central con la vegetación tipo mediterráneo al norte (Peinado et al., 2011) y selvas tropicales al sur (Peinado et al., 1994). La composición florística en las playas y dunas costeras tiene tantos elementos de la vegetación circundante que el análisis particular de las floras regionales es motivo de publicaciones focales y seguramente surgirán sub-regionalizaciones. Asimismo, merece un análisis más detallado de las 95 especies consideradas como preferentes de playas y dunas.

En los capítulos del Diagnóstico General de las Dunas Costeras de México (Martínez et al., 2014) que se refieren a los estados (Moreno-Casasola et al., 2014a,b,c,d; Jiménez-Orocio et al., 2014a,b,c), se mencionan distintos grados de perturbación en la vegetación de dunas y es común que en los herbarios no haya colectas de la flora exótica ni de especies cultivadas como son cocos, melones, papayas, etc. En el caso de las playas y dunas sería interesante volver a colectar en aquellos sitios bien estudiados en la década de los 1980, para observar los efectos que los cambios experimentados debido a ganadería o desarrollo habitacional han tenido sobre la flora.

Cabe mencionar que aún hay poca información sobre la flora de dunas costeras en las islas. Algunas son cayos arenosos, sobre todo en zonas arrecifales, mientras otras tienen mayor variedad de suelos y tipos de vegetación, como las Islas Revillagigedo. Su composición florística es de gran interés para estudiar ya que permite entender cuáles especies son capaces de dispersarse a mayores distancias y pueden colonizar arenas móviles, además de que en las islas hay menor disponibilidad de agua dulce que en el continente. Asimismo, se producen situaciones fitogeográficas interesantes, por ejemplo, la vegetación de las islas del sistema arrecifal veracruzano tiene especies comunes con la flora de dunas de la Península de Yucatán, por estar formadas por arena calcárea, a diferencia de las dunas de tierra firme de dicho estado, formadas por arenas silíceas, que tienen una flora muy distinta (Moreno-Casasola et al., 1998).



Sobre la flora

De las especies registradas solo se definen 95 especies como preferentes de playas y dunas costeras. Esta baja proporción de especies (4.5%) refleja que son pocas las especies especializadas para las condiciones tan extremas de los ambientes de playas y dunas móviles (grandes movimientos de arena, salinidad en suelo y aire y altas temperaturas) (Castillo y Moreno-Casasola, 1996). Sin embargo, quizá también el escaso número de especies especializadas en estos sistemas tiene que ver con la alta variabilidad de los mismos (aceptando que la estabilidad está directamente asociada con la riqueza de especies). Sin embargo, que en las dunas se compartan 1978 especies de otros tipos de vegetación evidencia el carácter de ecotono que caracteriza a estos ecosistemas (Peinado et al., 2011).

La flora en playas y dunas costeras representa 9.5% de las plantas vasculares de México ya que Villaseñor y Ortíz (2014) mencionan que en el país hay cerca de 21,841 especies. La proporción también se explica por la presencia de distintos microambientes dados por la microtopografía que caracteriza a las dunas costeras en el mundo y en México (Moreno-Casasola, 1986; Alpert y Mooney, 1996; Álvarez-Rogel, 2007 entre otros): existen zonas inundadas (lagunas interdunarias) y zonas con escasez de agua y vientos fuertes (crestas), zonas protegidas del viento y aspersión salina (laderas barlovento) y zonas expuestas a fuertes vientos y aspersión salina (ladera sotavento), zonas pobres en nutrientes (crestas) y zonas con mayor fertilidad (hondonadas húmedas). Lo anterior aunado a su distribución a lo largo del gradiente climático que caracteriza a las costas mexicanas, el cual permite que las dunas sean hábitats apropiados para este número de especies.

Las 153 familias registradas representan más de la mitad (62%) del total de las familias de plantas vasculares mexicanas (247 según Villaseñor y Ortíz, 2014). Como en todo el país, las familias de plantas en playas y dunas costeras con más registros son Asteraceae, Fabaceae y Poaceae (Villaseñor y Ortiz, 2014). En estos ecosistemas, casi la tercera parte de las especies (601 especies) corresponden a estas tres familias (Moreno-Casasola et al., 1998). La familia Euphorbiaceae es una de las familias mejor representadas en México (con 43 géneros y 782 especies (Villaseñor, 2004)) y lo es también en las playas y dunas costeras, con la mitad de los géneros de esta familia (24) y 109 especies. En la Figura 2 se muestra el resto de la distribución de las especies en las 149 familias restantes. Las familias con menos de 10 especies dominan por mucho la flora en las playas y dunas costeras de México.

Los 897 géneros de las playas y dunas mexicanas representan la tercera parte (33.4%) de los géneros de plantas vasculares de México (2285 según Villaseñor y Ortíz, 2014). El género *Euphorbia* es el que más especies tiene en México (Steinmann, 2002) y en las playas y dunas también es el que presenta mayor cantidad de especies.

Las especies con más registros son *Trianthema portulacastrum* L. (165 registros) cuya sinonimia más conocida es *Sesuvium portulacastrum* (L.) L. y cuyo nombre común es "verdolaga de playa". Es una especie considerada como maleza (Villaseñor y Espinoza, 1998) y muy común en todas las playas mexicanas, por lo que se explica que es la especie más colectada. *Croton punctatus* Jacq. (107) es una hierba común en las playas y dunas tropicales de México, como florece casi todo el año es posible que sea la razón de su amplia colecta. *Echites umbellatus* Jacq. (106) es común en las costas del Golfo de México y el Caribe, florece casi todo el año y sus flores blancas y frutos rojos típicos de Apocynaceae son muy llamativos y quizás eso explica su amplia colecta. Finalmente, *Ipomoea pes-caprae* (90) es la especie pionera más común en las playas de México (con excepción del noroeste del país). Es posible que sus flores llamativas y uso medicinal (Devall, 1992) hayan motivado la extensa colección de la especie. Sus flores lilas-moradas, junto con las flores del mismo color de *Canavalia rosea* (Sw.) DC. (87) son muy llamativas. Son las hierbas, rastreras y de hojas semi-suculentas, con carácter pantropical, típicas colonizadoras de dunas. Ambas son de las principales especies que forman dunas embrionarias y estabilizan el primer cordón de dunas en las playas del sur de México (Castillo y Moreno-Casasola, 1996).

Otras especies muy colectadas son *Amaranthus greggii* S. Watson (84) que es un arbusto pequeño muy común en las dunas costeras del Golfo de México. *Oenothera drummondii* Hook. (83) es una onagrácea de flor amarilla muy llamativa que domina las costas de Baja California Sur, aunque también se encuentra en el Golfo de México. Las palmas que dominan las costas de Yucatán y Quintana Roo, *Coccothrinax argentata* (Jacq.) L.H. Bailey (80) y *Thrinax radiata* Lodd. ex Schult. & Schult. f. (72), son de distribución caribeña y han sido muy colectadas por su accesibilidad y valor ornamental. El pasto más común en las playas y dunas es *Sporobolus virginicus* (L.) Kunth (72) y porque ocupa grandes superficies de dunas que han sido transformadas en potreros, especialmente en Veracruz. Además, es una de las gramíneas que toleran condiciones de salinidad y movimiento de arena en la orilla de la playa, formando dunas embrionarias, así como condiciones de inundación temporal formando parte de las depresiones (Moreno-Casasola et al., 2014e). Otra especie muy colectada es *Scaevola plumieri* (L.) Vahl (71 registros), arbusto cosmopolita dominante en las playas sudafricanas (Knevel y Lubke, 2005) y abundante en la Península de Yucatán y Pacífico Sur, donde forma dunas embrionarias. Su flor pequeña y asimétrica es llamativa y posiblemente eso haya motivado la abundancia de colectas.

Un problema persistente en este tipo de trabajos es la nomenclatura. Las sinonimias se resolvieron en Tropicos.org (TROPICOS, 2015) y Villaseñor y Ortíz (2014), pero los cambios en nomenclatura son continuos conforme avanzan los estudios taxonómicos y los análisis genéticos.

Conclusiones

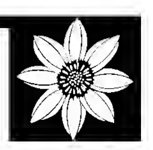
El listado de plantas vasculares que aquí se presenta forma el primer inventario florístico en las playas y dunas costeras de México, georreferenciado y respaldado con ejemplares de herbario.

La magnitud de la flora en playas y dunas del país es de 153 familias, 897 géneros y 2076 especies de plantas vasculares, las cuales representan 9.5% de la flora vascular de México. Este porcentaje no es despreciable dado que en general las playas y dunas costeras ocupan una angosta franja del país (2 km en promedio) como calcularon Jiménez-Orocio et al. (2014a). Las especies con más registros son las consideradas "típicas" de playas y dunas (*Trianthema portulacastrum*, *Croton punctatus*, *Echites umbellatus* e *Ipomoea pes-caprae*) y son parte de las 95 especies preferentes de estos ambientes. Por el carácter de ecotono de las dunas costeras y su variabilidad de tipos distintos de ambientes, el resto de las especies de plantas (1981) se comparten con los tipos de vegetación vecinos (selvas, matorrales, humedales de agua dulce, marismas y manglares). Asimismo, hay registros de herbario de plantas escapadas de cultivos como *Carica papaya* L., *Cucumis melo* L. o cultivos importantes como es *Cocos nucifera* L.

Es importante mencionar que durante el trabajo de campo hemos observado especies de cactáceas, árboles tropicales y arbustos del desierto que no han sido incorporadas a herbarios. Por otro lado, la base de datos debe completarse con datos de sus estatus de conservación real, no solo de aquellas que están en la NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2010), ya que la deforestación y fragmentación cerca de las ciudades o en nuevos desarrollos turísticos es motivo de pérdida de biodiversidad en las playas y dunas costeras en México (Mendoza-González et al., 2012) como en otras partes del mundo (Heslenfeld et al., 2004).

El principal colector de estos sistemas es Gonzalo Castillo del INECOL, quien ha colectado especialmente en las playas y dunas del Golfo de México y Pacífico Sur.

Las colecciones regionales con más especies y colectas de estos ecosistemas son los herbarios de la Universidad Nacional Autónoma de México, del Centro de Investigación Científica de Yucatán, del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste y del Instituto de Ecología, A.C. De las colecciones extranjeras revisadas, la del Museo de Historia Natural de San Diego es un referente necesario para la Península de Baja California y/o las regiones florísticas Pacífico Norte y Golfo de California. El herbario de la Universidad de Sonora realizó un esfuerzo muy importante para completar su flora estatal a través del proyecto de CONABIO. Los resultados sugieren fortalecer algún herbario en el Pacífico Sur.



Los sitios que se han colectado mejor son el sur de la Península de Baja California y el estado de Veracruz. Es necesario revisar los herbarios del Pacífico Sur (colectas enteras de vegetación costera se perdieron por algún desastre en herbarios) (Saturnino Díaz, com. pers.). Asimismo, es necesario revisar nuevamente los herbarios nacionales como MEXU y los regionales que no fueron incluidos y que recientemente se han digitalizado como el de la Universidad Autónoma de Sinaloa (UAS) (Vega-Aviña, 2015). La investigación necesaria consta de revisar ejemplares etiquetados en selvas bajas y medianas en localidades costeras del Pacífico Sur y relacionarlas con el mapa de distribución de dunas costeras de esos estados. Además, es importante incrementar el trabajo de campo y las colectas en esos estados para completar las colecciones y que tengan el mismo esfuerzo de colecta que las otras regiones estudiadas (para que al menos todas tengan un IR=0.7).

La variación espacial de las especies de plantas en un área geográfica tan grande y heterogénea como es el litoral mexicano se ajusta en un primer análisis a cinco regiones florísticas que corresponden claramente a los mares de México, de ahí que así se nombraron. La región Pacífico Norte tiene una mayor diversidad que el Pacífico Sur. Un estudio importante para realizar en el futuro es la comparación de las floras en términos biogeográficos y comparaciones con las floras vecinas, lo cual también podría ayudar a comprender las diversidades diferenciadas de esta flora. Asimismo, serán interesantes los estudios regionales para entender cada región florística independientemente de, o en relación a las otras.

Esta primera lista de la flora en playas y dunas es la base para múltiples estudios florísticos, biogeográficos y ecológicos y será importante para su uso en temas de impacto ambiental y manejo integrado de la zona costera como se sugiere en Pedroza et al. (2013).

Contribuciones de los autores

IE, OJ, PG, GC, RD, MF, DI, JL, HL, AM, PM, NR y JS contribuyeron en la revisión de herbarios y la colecta de ejemplares en campo de diferentes playas y dunas del país. Asimismo, colaboraron en la redacción, revisión del texto y del listado florístico. LA, RM y OJ colaboraron en los análisis. SC y SI colaboraron en la revisión del herbario MEXU y revisión del documento final. JR y SV colaboraron en la revisión del listado florístico y traducción del resumen en inglés.

Financiamiento

Este estudio fue apoyado por el proyecto “Flora de Playas y Dunas de México”; financiado por la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad-CONABIO (HJ007).

Agradecimientos

En los grupos de trabajo participaron en total 56 personas entre técnicos, estudiantes y voluntarios, a todos ellos un reconocimiento especial. Se agradece especialmente a María Elena Medina Abreo por su apoyo en las múltiples revisiones del listado florístico. Asimismo, agradecemos a dos revisores anónimos que ayudaron a mejorar el artículo.

Literatura citada

Alpert, P. y H. A. Mooney. 1996. Resource heterogeneity generated by shrubs and topography on coastal sand dunes. Vegetatio 122(1): 83-93. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/BF00052818

Álvarez-Rogel, J., L. Carrasco, C. M. Marín y J. J. Martínez-Sánchez. 2007. Soils of a dune coastal salt marsh system in relation to groundwater level, micro-topography and vegetation under a semiarid Mediterranean climate in SE Spain. Catena 69(2): 111-121. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.catena.2006.04.024

Álvarez-Molina, L. L., M. L. Martínez, O. Pérez-Maqueo, J. B. Gallego-Fernández y P. Flores. 2012. Richness, diversity, and rate of primary succession over 20 year in tropical coastal dunes. Plant Ecology 213(10): 1597-1608. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11258-012-0114-5

Castillo, S., J. Popma y P. Moreno-Casasola. 1991. Coastal sand dune vegetation of Tabasco and Campeche, Mexico. Journal of Vegetation Science 2(1): 73-88. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/3235899

Castillo, S. y P. Moreno-Casasola. 1996. Coastal sand dune vegetation: an extreme case of species invasion. Journal of Coastal Conservation 2(1): 13-22. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/BF02743033

Castillo-Campos, G., P. Moreno-Casasola y J. Laborde Dovali. 2016. Bosques y selvas en las dunas. In: Moreno-Casasola (ed.). Servicios Ecosistémicos de las Selvas y Bosques Costeros de Veracruz. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México. Pp. 60-75.

Castillo-Campos, G. y A. C. Travieso-Bello. 2006. La flora. In: Moreno-Casasola, P. (ed.). Entornos veracruzanos: la costa de La Mancha. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México. Pp. 171-204.

Cavazos, T., J. A. Salinas, B. Martínez, G. Colorado, P. de Grau, R. Prieto-González, A. C. Conde-Álvarez, A. Quintanar-Isaías, J. S. Santana-Sepúlveda, R. Romero-Centeno, M. E. Maya-Magaña, J. G. Rosario de la Cruz, M. R. Ayala-Enríquez, H. Carrillo-Tlazazanatza, O. Santiesteban y M. E. Bravo. 2013. Actualización de escenarios de cambio climático para México como parte de los productos de la quinta comunicación nacional. Informe Final del Proyecto al INECC. México, D. F., México. 150 pp. http://www.inecc.gob.mx/descargas/cclimatico/2012_estudio_cc_vyagef12.pdf

CONABIO. 2009. Catálogo taxonómico de especies de México. In: Soberón, J., G. Halffter y J. Llorente-Bousquets (comps.). Capital Natural de México, Vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad. CD series, CD-1.

CONABIO. 2015. Sistema Integrado de Información Taxonómica SIIT http://siit.conabio.gob.mx/ y que corresponde a la versión en español de Integrated Taxonomic Information System (ITIS) base de datos en línea http://www.itis.gov (consultado julio de 2015)

Colwell, R. K. 2013. EstimateS, Version 9.1: Statistical estimation of species richness and shared species from samples (Software and User's Guide).

Derraik, J. G. 2002. The pollution of the marine environment by plastic debris: a review. Marine Pollution Bulletin 44(9): 842-852. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/S0025-326X(02)00220-5

Devall, M. S. 1992. The biological flora of coastal dunes and wetlands. 2. *Ipomoea pes-caprae* (L.) Roth. Journal of Coastal Research 8(2): 442-456.

Devall, M. S. y L. B. Thien. 2005. Inland occurrence of the strand plant *Ipomoea pes-caprae* (Convolvulaceae) around Lake Nicaragua. The Southwestern Naturalist 50(3): 380-384. DOI: http://dx.doi.org/10.1894/0038-4909(2005)050[0380:IOOTSP]2.0.CO;2

Espejel, I. 1986. Vegetación de las dunas costeras de la Península de Yucatán. II. Reserva de la biosfera Sian Ka'an, Quintana Roo, México. Biótica 11(1): 7-14.

Espejel, I. 1987. A phytogeographical analysis of coastal vegetation in the Yucatán Peninsula. Journal of Biogeography 14(6): 499-519. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2844877

Espejel, I., O. Jiménez-Orocio y P. Peña-Garcillán. 2015. Flora de las playas y dunas costeras de México. Informe final SNIB-CONABIO, proyecto No. HJ007. Universidad Autónoma de Baja California, Facultad de Ciencias. Ensenada, México. 153 pp.

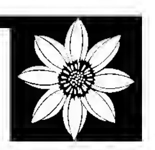
Everard, M., L. Jones y B. Watts. 2010. Have we neglected the societal importance of sand dunes? An ecosystem services perspective. Aquatic Conservation Marine and Freshwater. Ecosystem 20(4): 476-487. DOI: http://dx.doi.org/10.1002/aqc.1114

Gallego-Fernández, J. B. y M. L. Martínez. 2011. Environmental filtering and plant functional types on mexican foredunes along the Gulf of Mexico. Ecoscience 18(1): 52-62. DOI: http://dx.doi.org/10.2980/18-1-3376

García-Mora, M. R., J. B. Gallego-Fernández, A. T. Williams y F. García-Novo. 2001. A coastal dune vulnerability classification. A case study of the SW Iberian Peninsula. Journal of Coastal Research 17(4): 802-811.

Garcillán, P. P., E. Ezcurra, y H. Riemann. 2003. Distribution and species richness of woody dryland legumes in Baja California, Mexico. Journal of Vegetation Science 14(4): 475-486. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1654-1103.2003.tb02174.x

Goldsmith, V. 1989. Coastal sand dunes as geomorphological systems. Proceedings of the Royal Society of Edinburgh, Section B: Biological Sciences 96: 3-15. DOI: https://doi.org/10.1017/S0269727000010824



Harper, A. B., S. Vanderplank, M. Dodero, S. Mata y J. Ochoa. 2011. Plants of the Colonet region, Baja California, Mexico, and a vegetation map of Colonet Mesa. Aliso 29(1): 25-42. DOI: http://dx.doi.org/10.5642/aliso.20112901.04

Heslenfeld, P., P. D. Jungerius y J. A. Klijn. 2004. European coastal dunes: ecological values, threats, opportunities and policy development. In: Martínez, M. L. y N. P. Psuty (eds.). Coastal Dunes: Ecology and Conservation, Ecological Studies Vol. 171. Springer Berlin Heidelberg. New York, USA. Pp. 335-351. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/978-3-540-74002-5_20

Hesp, P. A. 2004. Coastal Dunes in the Tropics and Temperate Regions: Location, Formation, Morphology and Vegetation Processes. In: Martínez, M. L. y N. P. Psuty (eds.). Coastal Dunes: Ecology and Conservation, Ecological Studies Vol. 171. Springer Berlin Heidelberg. New York, USA. Pp. 329-49. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/978-3-540-74002-5_3

Hesp, P., M. Martínez, G. M. da Silva, N. Rodríguez-Revelo, E. Gutiérrez, A. Humanes, D. Lainez, I. Montano, V. Palacios, A. Quesada, L. Storero, G. G. Trilla y C. Trochine. 2011. Transgressive dunefield landforms and vegetation associations, Doña Juana, Veracruz, Mexico. Earth Surface Processes and Landforms 36(3): 285-295. DOI: http://dx.doi.org/10.1002/esp.2035

INEGI. 2010. Marco Geoestadístico Nacional versión 5.0 (Censo de Población y Vivienda 2010). Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Publicado en internet http://www.inegi.org.mx (consultado julio de 2015).

Jiménez-Orocio, O., P. Hesp, M. L. Martínez, I. Espejel y P. Moreno-Casasola. 2014a. Tipos de dunas. In: Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo (eds.). Diagnóstico general de las dunas costeras de México. Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. Pp. 27-48.

Jiménez-Orocio, O., I. Espejel, M. L. Martínez, P. Moreno-Casasola, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo. 2014b. Uso de las dunas y situación actual. In: Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo (eds.). Diagnóstico general de las dunas costeras de México. Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. Pp. 81-94.

Jiménez-Orocio, O., I. Espejel, P. Moreno-Casasola, D. Infante Mata, M. L. Martínez, N. Rodríguez-Revelo y R. Monroy. 2014c. Jalisco. In: Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo (eds.). Diagnóstico general de las dunas costeras de México. Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. Pp. 213-220.

Jiménez-Orocio, O., I. Espejel y M. L. Martínez. 2015. La investigación científica sobre dunas costeras de México: origen, evolución y retos. Revista Mexicana de Biodiversidad 86(2): 486-507. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.rmb.2015.04.022

Johnson, A. F. 1982. Dune vegetation along the eastern shore of the Gulf of California. Journal of Biogeography 9(4): 317-330. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2844718

Johnson, A. F. 1977. A survey of the strand and dune vegetation along the Pacific and southern gulf coast of Baja California, Mexico. Journal of Biogeography 7: 83-99. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/3038131

Johnson, A. F. 1995. Dunes vegetation of western Mexico. In: van der Maarel, E. (ed.). Ecosystems of the World 2B. Dry coastal ecosystems. Africa, America, Asia and Oceania. Elsevier. Amsterdam, Holland. Pp. 365-373.

Jones, M. L. M., H. L. Wallace, D. Norris, S. A. Brittain, S. Haria, R. E. Jones, P. M. Rhind, B. R. Reynolds y B. A. Emmett. 2004. Changes in vegetation and soil characteristics in coastal sand dunes along a gradient of atmospheric nitrogen deposition. Plant Biology 6(5): 598-605. DOI: http://dx.doi.org/10.1055/s-2004-821004

Knevel, I. C. y R. A. Lubke. 2005. Reproductive phenology of *Scaevola plumieri*; a key colonizer of the coastal foredunes of South Africa. Plant Ecology 175(1): 137-145. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11258-004-3369-7

Lane, C., S. J. Wright, J. Roncal y J. Maschinski. 2008. Characterizing environmental gradients and their influence on vegetation zonation in a subtropical coastal sand dune system. Journal of Coastal Research 24(4A): 213-224. DOI: http://dx.doi.org/10.2112/07-0853.1

Martínez, M. L. y P. Moreno-Casasola. 1996. Effects of burial by sand on seedling growth and survival in six tropical sand dune species from the Gulf of Mexico. Journal of Coastal Research 12(2): 406-419.

Martínez, M. L., T. Valverde y P. Moreno-Casasola. 1992. Germination response to temperature, salinity, light and depth of sowing of ten tropical dune species. Oecologia 92(3): 343-353. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/BF00317460

Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola y G. Vázquez. 1997. Effects of disturbance by sand movement and inundation by water on tropical dune vegetation dynamics. Canadian Journal of Botany 75(11): 2005-2014. DOI: http://dx.doi.org/10.1139/b97-912

Martínez, M., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo. 2014. Diagnóstico general de las dunas costeras de México, Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. 359 pp.

Mendoza-González, G., M. L. Martínez, D. Lithgow, O. Pérez-Maqueo y P. Simonin. 2012. Land use change and its effects on the value of ecosystem services along the coast of the Gulf of Mexico. Ecological Economics 82: 23-32. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.ecolecon.2012.07.018

Moreno-Casasola, P. 1982. Ecología de la vegetación de dunas costeras: factores físicos. Biótica 7: 577-602.

Moreno-Casasola, P. 1986. Sand movement as a factor in the distribution of plant communities in a coastal dune system. Vegetatio 65(2): 67-76. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/BF00044876

Moreno-Casasola, P. e I. Espejel. 1986. Classification and ordination of coastalsand dune vegetation along the Gulf and Caribbean Sea of Mexico. Vegetatio 66(3): 147-182. DOI: http://dx.doi.org/ 10.1007/BF00039908

Moreno-Casasola, P., I. Espejel, S. Castillo, G. Castillo-Campos, R. Duran, J. J. Pérez-Navarro, J. L. León, I. Olmsted y J. Trejo-Torres. 1998. Flora de los ambientes arenosos y rocosos de las costas de México. In: Halffter, G. (ed.). La diversidad biológica de Iberoamérica. Vol. 2. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México. Pp. 177-258

Moreno-Casasola, P., H. L. Rosas, D. I. Mata, L. A. Peralta, A. C. Travieso-Bello y B. G. Warner. 2009. Environmental and anthropogenic factors associated with coastal wetland differentiation in La Mancha, Veracruz, Mexico. Plant Ecology 200(1): 37-52. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11258-008-9400-7

Moreno-Casasola, P., H. López-Rosas, D. Infante Mata, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, M. L. Martínez, N. Rodríguez-Revelo, V. Espejel-González y R. Monroy. 2014a. Guerrero. In: Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo (eds.). Diagnóstico general de las dunas costeras de México. Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. Pp. 203-209.

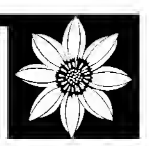
Moreno-Casasola, P., D. Infante Mata, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, N. Rodríguez-Revelo, M. L. Martínez y R. Monroy. 2014b. Michoacán. In: Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo (eds.). Diagnóstico general de las dunas costeras de México. Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. Pp. 223-230.

Moreno-Casasola, P., H. López-Rosas, D. Infante Mata, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, N. Rodríguez-Revelo, V. Espejel González, M. L. Martínez y R. Monroy. 2014c. Oaxaca. In: Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo (eds.). Diagnóstico general de las dunas costeras de México. Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. Pp. 244-252.

Moreno-Casasola, P., D. Infante Mata H. López-Rosas, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, M. L. Martínez, N. Rodríguez-Revelo, V. Espejel González y R. Monroy, 2014d. Chiapas. In: Martínez, M. L., P. Moreno-Casasola, I. Espejel, O. Jiménez-Orocio, D. Infante-Mata y N. Rodríguez-Revelo (eds.). Diagnóstico general de las dunas costeras de México. Comisión Nacional Forestal. México, D.F., México. Pp. 183-90.

Moreno-Casasola, P., H. López-Rosas y K. Rodríguez-Medina. 2014e. From tropical wetlands to pastures on the coast of the Gulf of Mexico. Pastos 42(2): 185-217.

Muñoz-Vallés, S., J. B. Gallego-Fernández y C. M. Dellafiore. 2011. Dune vulnerability in relation to tourism pressure in central Gulf of Cádiz (SW Spain), a case study. Journal



of Coastal Research 27(2): 243-251. DOI: http://dx.doi.org/10.2112/JCOASTRES-D-09-00125.1

Pedroza, D., A. Cid, O. García, R. Silva-Casarín, M. Villatoro, M. A. Delgadillo, E. Mendoza, I. Espejel, P. Moreno-Casasola, M. L. Martínez, D. Infante-Mata. 2013. Manejo de ecosistemas de dunas costeras, criterios ecológicos y estrategias. Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. México, D.F., México. 97 pp.

Peinado, M., F. Alcaraz, J. L. Aguirre y J. Álvarez. 1994. Vegetation formations and associations of the zonobiomes along the North American Pacific coast. Vegetatio 114(2): 123-135.

Peinado, M., F. M. Ocana-Peinado, J. L. Aguirre, J. Delgadillo, M. A. Macias y G. Díaz-Santiago. 2011. A phytosociological and phytogeographical survey of the coastal vegetation of western North America: beach and dune vegetation from Baja California to Alaska. Applied Vegetation Science 14(4): 464-484. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1654-109X.2011.01134.x

SEMARNAT. 2010. Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. México, Cd. Mx., México. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5173091&fecha=30/12/2010 (consultado julio de 2015).

Seingier, G., I. Espejel y J. L. F. Almada. 2009. Cobertura vegetal y marginación en la costa mexicana. Investigación ambiental: Ciencia y política pública 1: 54-69.

StatSoft, Inc. 2007. STATISTICA (data analysis software system), version 8.0. www.statsoft.com.

Steinmann, V. W. 2002. Diversidad y endemismo de la familia Euphorbiaceae en México. Acta Botanica Mexicana 61: 61-93. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm61.2002.909

Torres, W., M. Méndez, A. Dorantes y R. Durán. 2010. Estructura, composición y diversidad del matorral de duna costera en el litoral Yucateco. Boletín de la Sociedad Botánica de México 86: 37-51.

TROPICOS. 2016. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. http://www.tropicos.org (consultado 2015 y 2016).

Vanderplank, S. E. 2011. The Flora of Greater San Quintin, Baja California, Mexico (2005–2010). Aliso 29(2): 65-103. DOI: http://dx.doi.org/10.5642/aliso.20112902.02

Vega-Aviña R. y P. Ramos-Rivera. 2015. Catálogo y base de datos preliminar de la flora de Sinaloa. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. DOI: http://doi.org/10.15468/rdm1oa

Villaseñor, J. L. y F. J. Espinosa. 1998. Catálogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F., México. 449 pp.

Villaseñor, J. L. 2004. Los géneros de plantas vasculares de la flora de México. Boletín de la Sociedad Botánica de México 75: 105-135.

Villaseñor, J. L. y E. Ortiz. 2014. Biodiversidad de las plantas con flores (División Magnoliophyta) en México. Revista Mexicana de Biodiversidad 85: 134-142. DOI: http://dx.doi.org/10.7550/rmb.31987

Apéndice. Listado florístico de playas y dunas costeras de México. El asterisco se refiere a las especies que los autores reconocen como mayoritariamente de dunas.

PTERIDOPHYTA

Blechnaceae
Blechnum serrulatum Rich.

Lygodiaceae
Lygodium venustum Sw.

Polypodiaceae
Polypodium palmeri Maxon

Pteridaceae
Vittaria lineata (L.) Sm.

Schizaeaceae
Schizaea elegans (Vahl) Sw.

GIMNOSPERMAS

Zamiaceae
Zamia furfuracea Aiton
Zamia loddigesii Miq.

MAGNOLIOPHYTA (ANGIOSPERMAS)

MAGNOLIDES

Annonaceae
Annona glabra L.
Annona reticulata L.
Cymbopetalum baillonii R.E. Fr.
Desmopsis galeottiana (Baill.) Saff.
Desmopsis trunciflora (Schltdl. & Cham.) G.E. Schatz
Mosannona depressa (Baill.) Chatrou
Sapranthus campechianus (Kunth) Standl.
Sapranthus microcarpus (Donn. Sm.) R.E. Fr.

Aristolochiaceae
Aristolochia grandiflora Sw.
Aristolochia ovalifolia Duch.
Aristolochia pentandra Jacq.

Cabombaceae
Cabomba aquatica Aubl.

Hernandiaceae
Gyrocarpus americanus Jacq.
Gyrocarpus jatrophifolius Domin

Lauraceae
Cassytha filiformis L.
Nectandra coriacea (Sw.) Griseb.
Nectandra salicifolia (Kunth) Nees
Ocotea uxpanapana T. Wendt & van der Werff

Nymphaeaceae
Nymphaea conardii Wiersema
Nymphaea pulchella DC.

Piperaceae
Peperomia angustata Kunth
Peperomia obtusifolia (L.) A. Dietr.
Piper aduncum L.
Piper amalago L.
Piper dilatatum Rich.
Piper nudum C. DC.
Piper pseudolindenii C. DC.

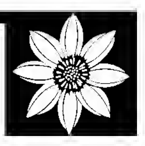
Saururaceae
Anemopsis californica Nutt. ex Hook. & Arn.

MONOCOTILEDÓNEAS

Alismataceae
Sagittaria lancifolia L.

Amaryllidaceae
Crinum americanum L.
Hymenocallis americana (Mill.) Roem.
Hymenocallis littoralis (Jacq.) Salisb.
Pancratium littorale Jacq.

Araceae
Anthurium pentaphyllum (Aubl.) G. Don
Anthurium schlechtendalii Kunth
Monstera acuminata K. Koch
Philodendron jacquinii Schott
Philodendron radiatum Schott
Philodendron sagittifolium Liebm.
Pistia stratiotes L.



Apéndice. Continuación.

Spathiphyllum cochlearispathum (Liebm.) Engl.
Syngonium angustatum Schott
Syngonium podophyllum Schott

Arecaceae
Acoelorrhaphe wrightii (Griseb. & H. Wendl. ex Griseb.) H. Wendl. ex Becc.
Astrocaryum mexicanum Liebm. ex Mart.
Attalea butyracea (Mutis ex L. f.) Wess. Boer
Chamaedorea elegans Mart.
Chamaedorea seifrizii Burret
Coccothrinax argentata (Jacq.) L.H. Bailey
Cocos nucifera L.*
Pseudophoenix sargentii H. Wendl. ex Sarg.
Sabal mexicana Mart.
Sabal yapa C. Wright ex Becc.
Scheelea liebmannii Becc.
Thrinax radiata Lodd. ex Schult. & Schult. f.*

Asparagaceae
Agave angustifolia Haw.
Agave colimana Gentry
Agave datylio F.A.C. Weber
Agave felgeri Gentry
Agave margaritae Brandegee
Dichelostemma capitatum (Benth.) Alph. Wood
Hesperocallis undulata A. Gray
Triteleiopsis palmeri (S. Watson) Hoover

Bromeliaceae
Aechmea bracteata (Sw.) Griseb.
Bromelia pinguin L.
Pitcairnia recurvata (Scheidw.) K. Koch
Tillandsia balbisiana Schult. f.
Tillandsia bulbosa Hook.
Tillandsia dasyliriifolia Baker
Tillandsia exserta Fernald
Tillandsia ionantha Planch.
Tillandsia paucifolia Baker
Tillandsia streptophylla Scheidw. ex C. Morren
Tillandsia utriculata L.
Tillandsia variabilis Schltdl.

Commelinaceae
Commelina diffusa Burm. f.
Commelina erecta L.
Murdannia nudiflora (L.) Brenan
Tradescantia spathacea Sw.

Costaceae
Costus pulverulentus C. Presl

Cyperaceae
Bolboschoenus maritimus (L.) Palla
Cladium jamaicense Crantz
Cyperus amabilis Vahl
Cyperus articulatus L.
Cyperus canus J. Presl & C. Presl
Cyperus compressus L.
Cyperus cuspidatus Kunth
Cyperus dentoniae G.C. Tucker
Cyperus dioicus I.M. Johnst.
Cyperus elegans L.
Cyperus eragrostis Lam.
Cyperus erythrorhizos Muhl.
Cyperus esculentus L.
Cyperus giganteus Vahl
Cyperus hermaphroditus (Jacq.) Standl.
Cyperus humilis Kunth
Cyperus imbricatus Retz.
Cyperus iria L.
Cyperus laevigatus L.
Cyperus laxus Lam.
Cyperus ligularis L.
Cyperus ochraceus Vahl
Cyperus odoratus L.
Cyperus perennis (M.E. Jones) O'Neill
Cyperus planifolius Rich.
Cyperus polystachyos (Rottb.) P. Beauv.
Cyperus retroflexus Buckley
Cyperus rotundus L.
Cyperus squarrosus L.
Cyperus surinamensis Rottb.
Cyperus tenuis Sw.
Cyperus thyrsiflorus Jungh.
Eleocharis acutangula (Roxb.) Schult.
Eleocharis cellulosa Torr.
Eleocharis elegans (Kunth) Roem. & Schult.
Eleocharis filiculmis Kunth
Eleocharis geniculata (L.) Roem. & Schult.
Eleocharis mutata (L.) Roem. & Schult.
Fimbristylis caroliniana (Lam.) Fernald

Apéndice. Continuación.

Fimbristylis cymosa R. Br.*
Fimbristylis dichotoma (L.) Vahl
Fimbristylis spadicea (L.) Vahl*
Fuirena simplex Vahl
Lipocarpha micrantha (Vahl) G.C. Tucker
Rhynchospora colorata (L.) H. Pfeiff.
Rhynchospora floridensis (Britton) H. Pfeiff.
Rhynchospora holoschoenoides (Rich.) Herter
Rhynchospora nervosa (Vahl) Boeck.
Rhynchospora rugosa (Vahl) Gale
Rhynchospora velutina (Kunth) Boeck.
Schoenoplectus americanus (Pers.) Volkart ex Schinz & R. Keller.
Schoenoplectus californicus (C.A. Mey.) Soják
Schoenoplectus pungens (Vahl) Palla
Scleria eggersiana Boeck.
Scleria melaleuca Rchb. ex Schltdl. & Cham.

Dioscoreaceae
Dioscorea pilosiuscula Bertero ex Spreng.

Heliconiaceae
Heliconia latispatha Benth.

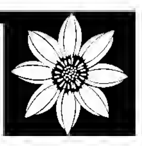
Iridaceae
Alophia veracruzana Goldblatt & T.M. Howard
Eleutherine latifolia (Standl. & L.O. Williams) Ravenna
Sisyrinchium biforme E.P. Bicknell

Juncaceae
Juncus acutus L.
Juncus bufonius L.

Marantaceae
Thalia geniculata L.

Orchidaceae
Cyrtopodium macrobulbon (La Llave & Lex.) G.A. Romero-Gonzalez & Carnevali
Cyrtopodium punctatum (L.) Lindl.
Encyclia adenocarpon (La Llave & Lex.) Schltr.
Encyclia nematocaulon (A. Rich.) Acuña
Epidendrum difforme Jacq.
Habenaria bractescens Lindl.
Habenaria quinqueseta (Michx.) Eaton
Habenaria repens Nutt.
Heterotaxis sessilis (Sw.) F. Barros
Javieria grandiflora (Lindl.) Archila, Chiron & Szlach.
Javieria nodosa (L.) Archila, Chiron & Szlach.
Lophiaris lurida (Lindl.) Braem
Oeceoclades maculata (Lindl.) Lindl.
Schomburgkia tibicinis (Bateman) Bateman
Spiranthes costaricensis Rchb. f.
Trichocentrum lindenii (Brongn.) M.W. Chase & N.H. Williams

Poaceae
Andropogon bicornis L.
Andropogon gerardi Vitman
Andropogon gyrans Ashe
Andropogon scoparius Michx.*
Andropogon selloanus (Hack.) Hack.
Andropogon virginicus L.
Aristida adscensionis L.
Aristida appressa Vasey
Aristida arizonica Vasey
Aristida californica Thurb.*
Aristida divaricata Humb. & Bonpl. ex Willd.
Aristida floridana (Chapm.) Vasey
Aristida jorullensis Kunth
Aristida laxa Cav.
Aristida pansa Wooton & Standl.
Aristida purpurea Nutt.
Aristida purpusiana Hitchc.
Aristida tenuifolia Hitchc.
Aristida ternipes Cav.
Arundo donax L.
Avena barbata Pott ex Link
Axonopus centralis Chase
Axonopus flexuosus (Peter) C.E. Hubb.
Bothriochloa barbinodis (Lag.) Herter
Bothriochloa pertusa (L.) A. Camus
Bouteloua annua Swallen
Bouteloua aristidoides (Kunth) Griseb.
Bouteloua barbata Lag.
Bouteloua curtipendula (Michx.) Torr.
Bouteloua erecta (Vasey & Hack.) Columbus
Bouteloua media (E. Fourn.) Gould & Kapadia
Bouteloua parryi (E. Fourn.) Griffiths
Bouteloua reflexa Swallen
Bouteloua repens (Kunth) Scribn. & Merr.*
Bouteloua triaena (Trin. ex Spreng.) Scribn.
Bouteloua trifida Thurb. ex S. Watson
Bouteloua williamsii Swallen



Apéndice. Continuación.

Brachiaria fasciculata (Sw.) Parodi
Brachiaria mollis (Sw.) Parodi
Bromus catharticus Vahl
Bromus diandrus Roth
Bromus hordeaceus L.
Cenchrus brownii Roem. & Schult.
Cenchrus ciliaris L.
Cenchrus echinatus L.
Cenchrus incertus M.A. Curtis*
Cenchrus palmeri Vasey*
Cenchrus pilosus Kunth
Chloris barbata Sw.
Chloris crinita Lag.
Chloris gayana Kunth
Chloris virgata Sw.
Chondrosum barbatum (Lag.) Clayton
Cynodon dactylon (L.) Pers.
Cynodon plectostachyus (K. Schum.) Pilg.
Dactyloctenium aegyptium (L.) Willd.
Dichanthium aristatum (Poir.) C.E. Hubb.
Digitaria bicornis (Lam.) Roem. & Schult.
Digitaria ciliaris (Retz.) Koeler
Digitaria horizontalis Willd.
Dinebra viscida (Scribn.) P.M. Peterson & N. Snow
Diplachne fusca (L.) P. Beauv. ex Roem. & Schult.
Disakisperma dubium (Kunth) P.M. Peterson & N. Snow
Distichlis bajaensis H.L. Bell
Distichlis littoralis (Engelm.) H.L. Bell & J.T. Columbus
Distichlis palmeri (Vasey) Fassett
Distichlis spicata (L.) Greene*
Echinochloa colona (L.) Link
Eleusine indica (L.) Gaertn.
Enneapogon desvauxii P. Beauv.
Eragrostis cilianensis (All.) Vignolo ex Janch.
Eragrostis ciliaris (L.) R. Br.
Eragrostis elliottii S. Watson
Eragrostis intermedia Hitchc.
Eragrostis pectinacea (Michx.) Nees
Eragrostis pilosa (L.) P. Beauv.
Eragrostis prolifera (Sw.) Steud.*
Eragrostis reptans (Michx.) Nees
Eragrostis scaligera Salzm. ex Steud.
Eragrostis secundiflora subsp. *oxylepis* (Torr.) S.D. Koch
Eragrostis tenella (L.) P. Beauv. ex Roem. & Schult.
Eragrostis viscosa (Retz.) Trin.*
Eriochloa acuminata (J. Presl) Kunth
Eriochloa aristata Vasey
Eustachys petraea (Sw.) Desv.*
Festuca octoflora Walter
Hemarthria altissima (Poir.) Stapf & C.E. Hubb.
Heteropogon contortus (L.) P. Beauv. ex Roem. & Schult.
Hilaria rigida (Thurb.) Benth. ex Scribn.
Hildaea pallens (Sw.) C. Silva & R.P. Oliveira
Homolepis aturensis (Kunth) Chase
Hordeum murinum L.
Hordeum vulgare L.
Hymenachne amplexicaulis (Rudge) Nees
Hyparrhenia rufa (Nees) Stapf
Jouvea pilosa (J. Presl) Scribn.*
Lamarckia aurea (L.) Moench
Lasiacis ligulata Hitchc. & Chase
Lasiacis rugelii (Griseb.) Hitchc.
Lasiacis ruscifolia (Kunth) Hitchc.
Leptochloa filiformis (Pers.) P. Beauv.
Lithachne pauciflora (Sw.) P. Beauv.
Lolium perenne L.
Monerma cylindrica (Willd.) Coss. & Durieu
Muhlenbergia gigantea (E. Fourn.) Hitchc.
Muhlenbergia microsperma (DC.) Kunth
Oedochloa lanceolata (Scribn. & J.G. Sm.) C. Silva & R.P. Oliveira
Oplismenus hirtellus (L.) P. Beauv.
Panicum alatum Zuloaga & Morrone*
Panicum amarum Elliott*
Panicum chapmanii Vasey
Panicum gouinii E. Fourn.
Panicum hallii Vasey
Panicum hirsutum Sw.
Panicum hirticaule J. Presl
Panicum laxiflorum Lam.
Panicum laxum Sw.
Panicum maximum Jacq.
Panicum pilosum Sw.
Panicum virgatum L.
Pappophorum pappiferum (Lam.) Kuntze
Paratheria prostrata Griseb.
Paspalidium chapmanii (Vasey) R.W. Pohl
Paspalidium geminatum (Forssk.) Stapf
Paspalum blodgettii Chapm.
Paspalum botterii (E. Fourn.) Chase
Paspalum candidum (Humb. & Bonpl. ex Flüggé) Kunth
Paspalum conjugatum P.J. Bergius
Paspalum distichum L.

Apéndice. Continuación.

Paspalum millegrana Schrad.
Paspalum monostachyum Vasey
Paspalum virgatum L.
Phalaris caroliniana Walter
Phalaris minor Retz.
Pharus lappulaceus Aubl.
Phragmites communis Trin.
Polypogon monspeliensis (L.) Desf.
Rhynchelytrum repens (Willd.) C.E. Hubb.
Schizachyrium condensatum (Kunth) Nees
Schizachyrium muelleri Nash
Setaria macrostachya Kunth
Setaria palmeri Henrard
Setaria parviflora (Poir.) Kerguélen
Setariopsis auriculata (E. Fourn.) Scribn.
Sorghum halepense (L.) Pers.
Spartina spartinae (Trin.) Merr. ex Hitchc.
Sporobolus airoides (Torr.) Torr.
Sporobolus contractus Hitchc.
Sporobolus cryptandrus (Torr.) A. Gray
Sporobolus domingensis (Trin.) Kunth
Sporobolus foliosus (Trin.) P.M. Peterson & Saarela
Sporobolus indicus (L.) R. Br.*
Sporobolus jacquemontii Kunth
Sporobolus pumilus (Roth) P.M. Peterson & Saarela
Sporobolus virginicus (L.) Kunth*
Sporobolus wrightii Munro ex Scribn.
Stipa mucronata Kunth
Tragus berteronianus Schult.
Trichachne californica (Benth.) Chase
Triplasis purpurea (Walter) Chapm.
Uniola paniculata L.*
Uniola pittieri Hack.
Urochloa arizonica (Scribn. & Merr.) Morrone & Zuloaga
Urochloa distachya (L.) T.Q. Nguyen
Urochloa mutica (Forssk.) T.Q. Nguyen
Urochloa plantaginea (Link) R.D. Webster
Urochloa ramosa (L.) T.Q. Nguyen
Vulpia octoflora (Walter) Rydb.

Pontederiaceae
Pontederia sagittata C. Presl

Ruppiaceae
Ruppia maritima L.

Smilacaceae
Smilax aristolochiifolia Mill.
Smilax domingensis Willd.
Smilax mollis Humb. & Bonpl. ex Willd.

Typhaceae
Typha domingensis Pers.

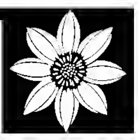
Zingiberaceae
Renealmia mexicana Klotzsch ex Petersen

EUDICOTILEDÓNEAS

Acanthaceae
Aphelandra scabra (Vahl) Sm.
Avicennia germinans (L.) L.
Blechum brownei Juss.
Bravaisia berlandieriana (Nees) T.F. Daniel
Bravaisia integerrima (Spreng.) Standl.
Dicliptera acuminata (Ruiz & Pav.) Juss.
Dicliptera sexangularis (L.) Juss.
Elytraria imbricata (Vahl) Pers.
Justicia californica (Benth.) D.N. Gibson
Justicia candicans (Nees) L.D. Benson
Justicia carthagenensis Jacq.
Justicia fulvicoma Schltdl. & Cham.
Justicia salma-margaritae Acosta Cast.
Odontonema callistachyum (Schltdl. & Cham.) Kuntze
Ruellia californica (Rose) I.M. Johnst.
Ruellia ciliatiflora Hook.
Ruellia foetida Willd.
Stenandrium nanum (Standl.) T.F. Daniel

Achatocarpaceae
Achatocarpus gracilis H. Walter
Achatocarpus nigricans Triana
Achatocarpus oaxacanus Standl.
Phaulothamnus spinescens A. Gray

Aizoaceae
Carpobrotus chilensis (Molina) N.E. Br.
Mesembryanthemum crystallinum L.
Mesembryanthemum nodiflorum L.
Sesuvium maritimum (Walter) Britton, Sterns & Poggenb.
Sesuvium verrucosum Raf.*
Trianthema portulacastrum L.



Apéndice. Continuación.

Amaranthaceae
Achyranthes aspera L.
Allenrolfea occidentalis (S. Watson) Kuntze
Alternanthera brasiliana (L.) Kuntze
Alternanthera flavescens Kunth
Alternanthera gracilis (M. Martens & Galeotti) Loes.
Alternanthera lanceolata (Benth.) Schinz
Alternanthera stellata Uline & W.L. Bray
Amaranthus albus L.
Amaranthus deflexus L.
Amaranthus dubius Mart. ex Thell.
Amaranthus fimbriatus (Torr.) Benth. ex S. Watson
Amaranthus greggii S. Watson*
Amaranthus hybridus L.
Amaranthus lepturus S.F. Blake
Amaranthus palmeri S. Watson
Amaranthus retroflexus L.
Amaranthus scariosus Benth.
Amaranthus spinosus L.
Amaranthus watsonii Standl.
Aphanisma blitoides Nutt. ex Moq.
Arthrocnemum indicum (Willd.) Moq.
Arthrocnemum subterminale (Parish) Standl.
Atriplex arenaria Nutt.
Atriplex barclayana (Benth.) D. Dietr.
Atriplex canescens (Pursh) Nutt.
Atriplex coulteri (Moq.) D. Dietr.
Atriplex erosa Brueckner & Verdoorn
Atriplex frankenioides Moran
Atriplex hymenelytra (Torr.) S. Watson
Atriplex julacea S. Watson
Atriplex leucophylla (Moq.) D. Dietr.
Atriplex lindleyi Moq.
Atriplex linearis S. Watson
Atriplex magdalenae Brandegee
Atriplex pacifica A. Nelson
Atriplex polycarpa (Torr.) S. Watson
Atriplex prostrata Boucher ex DC.
Atriplex semibaccata R. Br.
Atriplex serenana A. Nelson ex Abrams
Atriplex suberecta I. Verd.
Atriplex watsonii A. Nelson ex Abrams
Bassia hyssopifolia (Pall.) Kuntze
Beta vulgaris L.
Blutaparon vermiculare (L.) Mears*
Celosia floribunda A. Gray
Celosia nitida Vahl
Chamissoa altissima (Jacq.) Kunth
Chenopodium californicum (S.Watson) S.Watson
Chenopodium flabellifolium Standl.
Chenopodium murale L.
Extriplex californica (Moq.) E.H. Zacharias
Froelichia interrupta (L.) Moq.
Froelichia xantusii R.A. McCauley
Gomphrena decumbens Jacq.*
Gomphrena filaginoides M. Martens & Galeotti
Gomphrena serrata L.
Gomphrena sonorae Torr.
Gossypianthus lanuginosus (Poir.) Moq.
Iresine alternifolia S. Watson
Iresine angustifolia Euphrasén
Iresine diffusa Humb. & Bonpl. ex Willd.
Iresine flavescens Humb. & Bonpl. ex Willd.
Iresine heterophylla Standl.
Iresine paniculata Poir.
Lagrezia monosperma (Rose) Standl.
Philoxerus vermicularis (L.) R. Br. ex Sm.
Salicornia bigelovii Torr.
Salicornia depressa Standl.
Salicornia virginica L.
Salsola kali L.
Sarcocornia pacifica (Standl.) A.J. Scott
Suaeda californica S. Watson
Suaeda esteroa Ferren & S.A. Whitmore
Suaeda linearis (Elliott) Moq.
Suaeda nigra J.F. Macbr.
Suaeda plumosa Aellen
Suaeda tampicensis (Standl.) Standl.
Suaeda taxifolia (Standl.) Standl.
Tidestromia lanuginosa (Nutt.) Standl.

Anacardiaceae
Amphipterygium adstringens (Schltdl.) Standl.
Astronium graveolens Jacq.
Comocladia engleriana Loes.
Cyrtocarpa edulis (Brandegee) Standl.
Cyrtocarpa procera Kunth
Mangifera indica L.
Metopium brownei (Jacq.) Urb.
Pachycormus discolor (Benth.) Coville
Pseudosmodingium perniciosum (Kunth) Engl.
Rhus aromatica Aiton

Apéndice. Continuación.

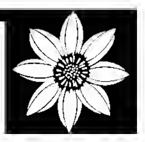
Rhus integrifolia (Nutt.) Benth. & Hook. f. ex W.H. Brewer & S. Watson
Spondias mombin L.
Spondias purpurea L.

Apiaceae
Apium graveolens L.
Bowlesia incana Ruiz & Pav.
Centella asiatica (L.) Urb.
Eryngium foetidum L.
Eryngium nasturtiifolium Juss. ex F. Delaroche
Spermolepis echinata (Nutt. ex DC.) A. Heller

Apocynaceae
Asclepias albicans S. Watson
Asclepias curassavica L.
Asclepias oenotheroides Schltdl. & Cham.
Asclepias subulata Decne.
Aspidosperma megalocarpon Müll. Arg.
Blepharodon mucronatum (Schltdl.) Decne.
Calotropis procera (Aiton) W.T. Aiton
Cameraria latifolia L.
Catharanthus roseus (L.) G. Don
Cryptostegia madagascariensis Bojer ex Decne.
Cynanchum foetidum (Cav.) Kunth
Echites umbellatus Jacq.
Echites yucatanensis Millsp. ex Standl.
Forsteronia myriantha Donn. Sm.
Funastrum arenarium (Decne. ex Benth.) Liede
Funastrum clausum (Jacq.) Schltr.
Funastrum hartwegii (Vail) Schltr.
Gonolobus barbatus Kunth
Mandevilla subsagittata (Ruiz & Pav.) Woodson
Marsdenia callosa Juárez-Jaimes & W.D. Stevens
Marsdenia edulis S. Watson
Marsdenia propinqua Hemsl.
Matelea aenea (Woodson) W.D. Stevens
Matelea belizensis (Lundell & Standl.) Woodson
Matelea cordifolia (A. Gray) Woodson
Matelea fruticosa (Brandegee) Woodson
Matelea pringlei (A. Gray) Woodson
Matelea umbellata (Brandegee) Woodson
Mesechites trifidus (Jacq.) Müll. Arg.
Metastelma arizonicum A. Gray
Metastelma barbigerum Scheele
Metastelma californicum Benth.
Metastelma palmeri S. Watson
Metastelma pringlei A. Gray
Metastelma schlechtendalii Decne.
Nerium oleander L.
Pentalinon andrieuxii (Müll. Arg.) B.F. Hansen & Wunderlin
Pinochia peninsularis (Woodson) M.E. Endress & B.F. Hansen
Plumeria obtusa L.
Plumeria rubra L.
Prestonia mexicana A. DC.
Prestonia portobellensis (Beurl.) Woodson
Rauvolfia ligustrina Willd. ex Roem. & Schult.
Rauvolfia tetraphylla L.
Rhabdadenia biflora (Jacq.) Müll. Arg.*
Seutera palmeri (S. Watson) Fishbein & W.D. Stevens
Stemmadenia pubescens Benth.
Tabernaemontana alba Mill.
Tabernaemontana amygdalifolia Jacq.
Tabernaemontana donnell-smithii Rose
Tabernaemontana litoralis Kunth
Tabernaemontana odontadeniiflora A.O. Simões & M.E. Endress
Thevetia ahouai (L.) A. DC.
Thevetia gaumeri Hemsl.
Thevetia ovata (Cav.) A. DC.
Thevetia peruviana K. Schum.
Vallesia antillana Woodson*
Vallesia laciniata Brandegee

Araliaceae
Dendropanax arboreus (L.) Decne. & Planch.
Hydrocotyle bonariensis Lam.
Hydrocotyle verticillata Thunb.

Asteraceae
Adenophyllum aurantium (L.) Strother
Adenophyllum speciosum (A. Gray) Strother
Adenothamnus validus (Brandegee) D.D. Keck
Ageratum conyzoides L.
Ageratum maritimum Kunth
Aldama fruticosa (Brandegee) E. E. Schill. & Panero
Alvordia fruticosa Brandegee
Amauria rotundifolia Benth.
Amblyopappus pusillus Hook. & Arn.
Ambrosia artemisiifolia L.
Ambrosia camphorata (Greene) W.W. Payne
Ambrosia chamissonis (Less.) Greene
Ambrosia chenopodiifolia (Benth.) W.W. Payne

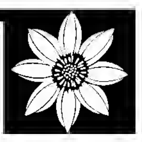


Apéndice. Continuación.

Ambrosia confertiflora DC.
Ambrosia cordifolia (A. Gray) W.W. Payne
Ambrosia cumanensis Kunth
Ambrosia deltoidea (Torr.) W.W. Payne
Ambrosia divaricata (Brandegee) W.W. Payne
Ambrosia dumosa (A. Gray) W.W. Payne
Ambrosia hispida Pursh*
Ambrosia magdalenae (Benth.) W.W. Payne
Ambrosia monogyra (Torr. & A. Gray) Strother & B.G. Baldwin
Ambrosia psilostachya DC.
Ambrosia salsola (Torr. & A. Gray) Strother & B.G. Baldwin
Artemisia vulgaris L.
Baccharis dioica Vahl*
Baccharis heterophylla Kunth
Baccharis salicina Torr. & A. Gray
Baccharis sergiloides A. Gray
Baccharis trinervis Pers.
Bahiopsis chenopodina (Greene) E.E. Schill. & Panero
Bahiopsis deltoidea (A. Gray) E.E. Schill. & Panero
Bahiopsis laciniata (A. Gray) E.E. Schill. & Panero
Bahiopsis lanata Kellogg
Bahiopsis microphylla (Vasey & Rose) E. E. Schill. & Panero
Baileya pleniradiata Harv. & A. Gray
Bajacalia crassifolia (S. Watson) Loockerman, B.L. Turner & R.K. Jansen
Bajacalia moranii B.L. Turner
Bajacalia tridentata (Benth.) Loockerman, B.L. Turner & R.K. Jansen
Baltimora recta L.
Bebbia atriplicifolia (A. Gray) Greene
Bebbia juncea (Benth.) Greene
Bidens anthemoides (DC.) Sherff*
Bidens cabopulmensis León de la Luz*
Bidens odorata Cav.
Bidens pilosa L.
Bidens squarrosa Kunth
Blumea viscosa (Mill.) V.M. Badillo
Boeberastrum anthemidifolia (Benth.) Rydb.
Boeberastrum littoralis (Brandegee) Rydb.
Borrichia arborescens (L.) DC.*
Borrichia frutescens (L.) DC.*
Brickellia californica (Torr. & A. Gray) A. Gray
Brickellia frutescens A. Gray
Brickellia glabrata (Rose) B.L. Rob.
Calea jamaicensis (L.) L.
Calea urticifolia (Mill.) DC.
Chaenactis carphoclinia A. Gray
Chaenactis glabriuscula DC.
Chaenactis lacera Greene
Chaenactis stevioides Hook. & Arn.
Chloracantha spinosa (Benth.) G. L. Nesom
Chromolaena lundellii R.M. King & H. Rob.
Chromolaena odorata (L.) R.M. King & H. Rob.
Chromolaena sagittata (A. Gray) R.M. King & H. Rob.
Conoclinium betonicifolium (Mill.) R.M. King & H. Rob.
Conyza canadensis (L.) Cronquist
Coreocarpus dissectus (Benth.) S.F. Blake
Coreocarpus involutus Greene
Coreocarpus parthenioides Benth.
Coreocarpus sonoranus Sherff
Corethrogyne filaginifolia (Hook. & Arn.) Nutt.
Cotula coronopifolia L.
Coulterella capitata Vasey & Rose
Critonia morifolia (Mill.) R.M. King & H. Rob.
Deinandra fasciculata (DC.) Greene
Dicoria canescens A. Gray*
Dyssodia anthemidifolia Benth.
Eclipta prostrata (L.) L.
Elephantopus mollis Kunth
Emilia fosbergii Nicolson
Emilia sonchifolia (L.) DC.
Encelia californica Nutt.
Encelia conspersa Benth.
Encelia farinosa A. Gray ex Torr.
Encelia halimifolia Cav.*
Encelia laciniata Vasey & Rose
Encelia palmeri Vasey & Rose
Encelia ventorum Brandegee*
Epaltes mexicana Less.
Erechtites hieraciifolius (L.) Raf. ex DC.
Ericameria brachylepis (A. Gray) H.M. Hall
Ericameria palmeri (A. Gray) H.M. Hall
Ericameria parishii (Greene) H.M. Hall
Erigeron bonariensis L.
Erigeron canadensis L.
Erigeron longipes DC.
Erigeron procumbens (Houst. ex Mill.) G.L. Nesom
Espejoa mexicana DC.
Eupatorium albicaule Sch. Bip. ex Klatt
Eupatorium betonicifolium Mill.
Eupatorium megaphyllum Baker
Eupatorium odoratum L.
Eupatorium peninsulare Brandegee

Apéndice. Continuación.

Eupatorium pittieri Klatt
Flaveria linearis Lag.
Flaveria trinervia (Spreng.) C. Mohr
Fleischmannia pycnocephala (Less.) R.M. King & H. Rob.
Florestina liebmannii Sch. Bip. ex Greenm.
Florestina pedata (Cav.) Cass.
Florestina tripteris DC.
Gaillardia pulchella Foug.
Gutierrezia ramulosa (Greene) M.A. Lane
Gutierrezia sarothrae (Pursh) Britton & Rusby
Hazardia berberidis (A. Gray) Greene
Hazardia squarrosa (Hook. & Arn.) Greene
Helianthus annuus L.
Helianthus laciniatus A. Gray
Helianthus niveus (Benth.) Brandegee*
Helianthus petiolaris Nutt.
Heliopsis anomala (M.E. Jones) B.L. Turner
Heliopsis parvifolia A. Gray
Heterosperma xanti A. Gray
Heterotheca grandiflora Nutt.
Heterotheca inuloides Cass.
Heterotheca sessiliflora (Nutt.) Shinners
Heterotheca subaxillaris (Lam.) Britton & Rusby
Hofmeisteria crassifolia S. Watson
Hofmeisteria fasciculata (Benth.) Walp.
Isocoma acradenia (Greene) Greene
Isocoma menziesii (Hook. & Arn.) G.L. Nesom
Iva angustifolia Nutt. ex DC.
Iva asperifolia Less.*
Jaumea carnosa (Less.) A. Gray
Jefea lantanifolia (S. Schauer) Strother
Lasthenia coronaria (Nutt.) Ornduff
Lasthenia gracilis (DC.) Greene
Launaea intybacea (Jacq.) Beauverd
Leucosyris crispa (Brandegee) Pruski & R.L. Hartm.
Machaeranthera incisifolia (I.M. Johnst.) G.L. Nesom
Machaeranthera phyllocephala (DC.) Shinners
Malacothrix glabrata (A. Gray ex D.C. Eaton) A. Gray*
Malacothrix xanti A. Gray
Malperia tenuis S. Watson
Matricaria discoidea DC.
Matricaria matricarioides ((Less.) Porter ex Britton)
Melampodium americanum L.
Melampodium divaricatum (Rich.) DC.
Melampodium gracile Less.
Melampodium montanum Benth.
Melanthera aspera (Jacq.) Steud. ex Small
Melanthera nivea (L.) Small
Mikania cordifolia (L. f.) Willd.
Mikania micrantha Kunth
Mikania microptera DC.
Milleria quinqueflora L.
Monoptilon bellioides (A. Gray) H.M. Hall
Neurolaena lobata (L.) Cass.
Nicolletia trifida Rydb.
Packera plattensis (Nutt.) W.A. Weber & Á. Löve
Palafoxia arida B.L. Turner & M.I. Morris*
Palafoxia lindenii A. Gray*
Palafoxia linearis (Cav.) Lag.*
Palafoxia rosea (Bush) Cory
Palafoxia texana DC.
Parthenice mollis A. Gray
Parthenium fruticosum Less.
Parthenium hysterophorus L.
Pectis coulteri Harv. & A. Gray
Pectis exserta McVaugh
Pectis multiflosculosa (DC) Sch. Bip.
Pectis multiseta Benth.
Pectis papposa Harv. & A. Gray
Pectis prostrata Cav.
Pectis saturejoides (Mill.) Sch. Bip.*
Pectis uniaristata DC.
Pectis vollmeri Wiggins
Perityle aurea Rose
Perityle californica Benth.
Perityle crassifolia Brandegee
Perityle cuneata Brandegee
Perityle emoryi Torr.
Perityle leptoglossa Harv. & A. Gray
Perityle microglossa Benth.
Perityle socorrosensis Rose
Peucephyllum schottii A. Gray
Pleurocoronis laphamioides (Rose) R.M. King & H. Rob.
Pleurocoronis pluriseta (A. Gray) R.M. King & H. Rob.
Pluchea baccharis (Mill.) Pruski
Pluchea carolinensis (Jacq.) G. Don
Pluchea parvifolia (A. Gray) R.K. Godfrey
Pluchea salicifolia S.F. Blake
Porophyllum gracile Benth.
Porophyllum maritimum Brandegee*
Porophyllum pausodynum B.L. Rob. & Greenm.
Porophyllum punctatum (Mill.) S.F. Blake



Apéndice. Continuación.

Pseudognaphalium californicum (DC.) Anderb.
Pseudognaphalium stramineum (Kunth) Anderb.
Pseudogynoxys chenopodioides (Kunth) Cabrera
Rafinesquia californica Nutt.
Rafinesquia neomexicana A. Gray
Rayjacksonia phyllocephala (DC.) R.L. Hartm. & M.A. Lane
Sanvitalia procumbens Lam.
Sclerocarpus divaricatus (Benth.) Benth. & Hook. F. ex Hemsl.
Sclerocarpus uniserialis (Hook.) Benth. & Hook. f. ex Hemsl.
Senecio californicus DC.
Senecio longilobus Benth.
Senecio lyonii A. Gray
Senecio mohavensis A. Gray
Sinclairia discolor Hook. & Arn.
Solidago sempervirens L.
Solidago velutina DC.
Sonchus oleraceus L.
Sonchus tenerrimus L.
Sphagneticola trilobata (L.) Pruski
Spiracantha cornifolia Kunth
Stebbinsoseris heterocarpa (Nutt.) K.L. Chambers
Stephanomeria diegensis Gottlieb
Stephanomeria exigua Nutt.
Stephanomeria pauciflora (Torr.) A. Nelson
Stephanomeria virgata Benth.
Stylocline gnaphaloides Nutt.
Symphyotrichum subulatum (Michx.) G.L. Nesom
Tagetes linifolia Seaton
Tithonia diversifolia (Hemsl.) A. Gray
Trichoptilium incisum (A. Gray) A. Gray
Tridax procumbens L.
Trixis angustifolia DC.
Trixis californica Kellogg
Trixis inula Crantz
Trixis pterocaulis B.L. Rob. & Greenm.
Verbesina dissita A. Gray
Verbesina persicifolia DC.
Vernonia cinerea (L.) Less.
Vernonia patens Kunth
Viguiera dentata (Cav.) Spreng.
Viguiera lanata (Kellogg) A. Gray
Wedelia acapulcensis Kunth
Wedelia hispida Kunth
Xanthisma arenarium (Benth.) D.R. Morgan & R.L. Hartm.
Xanthisma incisifolium (I.M. Johnst.) G.L. Nesom
Xanthisma spinulosum (Pursh) D.R. Morgan & R.L. Hartm.
Xanthium strumarium L.
Xylothamia diffusa (Benth.) G.L. Nesom
Zexmenia serrata La Llave
Zinnia acerosa (DC.) A. Gray
Zinnia angustifolia Kunth
Zinnia maritima Kunth

Balanophoraceae
Helosis cayanensis (Sw.) Spreng.

Bataceae
Batis maritima L.

Berberidaceae
Berberis claireae Moran

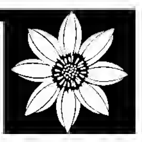
Bignoniaceae
Amphilophium paniculatum (L.) Kunth
Amphitecna apiculata A.H. Gentry
Arrabidaea corallina (Jacq.) Sandwith
Arrabidaea floribunda (Kunth) Loes.
Arrabidaea inaequalis (DC. ex Splitg.) Bureau ex K. Schum.
Arrabidaea podopogon (DC.) A.H. Gentry
Arrabidaea pubescens (L.) A.H. Gentry
Arrabidaea verrucosa (Standl.) A.H. Gentry
Clytostoma binatum (Thunb.) Sandwith
Crescentia cujete L.
Cydista aequinoctialis (L.) Miers
Cydista diversifolia (Kunth) Miers
Distictis laxiflora (DC.) Greenm.
Fridericia dichotoma (Jacq.) L.G. Lohmann
Fridericia pubescens (L.) L.G. Lohmann
Handroanthus ochraceus (Cham.) Mattos
Macfadyena unguis-cati (L.) A.H. Gentry
Paragonia pyramidata (Rich.) Bureau
Pithecoctenium crucigerum (L.) A.H. Gentry
Stizophyllum riparium (Kunth) Sandwith
Tabebuia ochracea (Cham.) Standl.
Tabebuia rosea (Bertol.) DC.
Tanaecium pyramidatum (Rich.) L.G. Lohmann
Tecoma impetiginosa Mart. ex DC.
Tecoma stans (L.) Juss. ex Kunth

Bixaceae
Amoreuxia palmatifida DC.
Bixa orellana L.

Apéndice. Continuación.

Boraginaceae
Amsinckia inepta J.F. Macbr.
Amsinckia intermedia Fisch. & C.A. Mey.
Amsinckia menziesii (Lehm.) A. Nelson & J.F. Macbr.
Amsinckia spectabilis Fisch. & C.A. Mey.
Bourreria ovata Miers
Bourreria pulchra (Millsp.) Millsp.
Bourreria sonorae S. Watson
Cordia alliodora (Ruiz & Pav.) Oken
Cordia ambigua Schltdl. & Cham.
Cordia curassavica (Jacq.) Roem. & Schult.
Cordia dentata Poir.
Cordia foliosa M. Martens & Galeotti
Cordia globosa (Jacq.) Kunth
Cordia parvifolia A. DC.
Cordia pringlei B.L. Rob.
Cordia sebestena L.
Cordia sonorae Rose
Cordia stellifera I.M. Johnst.
Cordia stenoclada I.M. Johnst.
Cordia truncatifolia Bartlett
Cryptantha clevelandii Greene
Cryptantha intermedia Greene
Cryptantha maritima (Greene) Greene*
Cryptantha micrantha (Torr.) I.M. Johnst.
Cryptantha patula Greene
Cryptantha pondii Greene
Ehretia anacua (Terán & Berland.) I.M. Johnst.
Ehretia tinifolia L.
Eucrypta chrysanthemifolia (Benth.) Greene
Heliotropium angiospermum Murray
Heliotropium curassavicum L.
Heliotropium filiforme Lehm.
Heliotropium indicum L.
Heliotropium macrostachyum (DC.) Hemsl.
Heliotropium procumbens Mill.
Johnstonella angelica (I.M. Johnst.) Hasenstab & M.G. Simpson
Johnstonella angustifolia (Torr.) Hasenstab & M.G. Simpson
Johnstonella echinosepala (J.F. Macbr.) Hasenstab & M.G. Simpson
Johnstonella grayi (Vasey & Rose) Hasenstab & M.G. Simpson
Johnstonella holoptera (A. Gray) Hasenstab & M.G. Simpson
Johnstonella racemosa (S. Watson ex A. Gray) Brand
Lennoa madreporoides Lex.
Nama biflora Choisy
Nama demissa A. Gray
Phacelia affinis A. Gray
Phacelia crenulata Torr. ex S. Watson
Phacelia cryptantha Greene
Phacelia distans Benth.
Phacelia ixodes Kellogg
Phacelia pedicellata A. Gray
Phacelia ramosissima Douglas ex Lehm.
Phacelia scariosa Brandegee
Phacelia stellaris Brand
Pholisma arenarium Nutt. ex Hook.*
Pholistoma racemosum (Nutt. ex A. Gray) Constance
Rochefortia lundellii Camp
Tiquilia canescens (A. DC.) A.T. Richardson
Tiquilia cuspidata (I.M. Johnst.) A.T. Richardson
Tiquilia palmeri (A. Gray) A.T. Richardson
Tiquilia plicata (Torr.) A.T. Richardson*
Tournefortia densiflora M. Martens & Galeotti
Tournefortia glabra L.
Tournefortia gnaphalodes (L.) R. Br. ex Roem. & Schult.*
Tournefortia hirsutissima L.
Tournefortia mutabilis Vent.
Tournefortia volubilis L.
Varronia spinescens (L.) Borhidi

Brassicaceae
Brassica sisymbrioides Grossh.
Cakile edentula (Bigelow) Hook.*
Cakile geniculata (B.L. Rob.) Millsp.
Cakile lanceolata (Willd.) O.E. Schulz*
Cakile maritima Scop.
Cardamine flexuosa With.
Descurainia sophia (L.) Webb ex Prantl
Dithyrea californica Harv.*
Dithyrea maritima (Davidson) Davidson*
Dryopetalon crenatum (Brandegee) Rollins
Dryopetalon palmeri (S. Watson) O.E. Schulz
Erysimum capitatum (Douglas ex Hook.) Greene
Hirschfeldia incana (L.) Lagr.-Fossat
Lepidium lasiocarpum Nutt. ex Torr. & A. Gray
Lepidium medium Greene
Lepidium virginicum L.
Lobularia maritima (L.) Desv.
Lyrocarpa coulteri Hook. & Harv.
Lyrocarpa xanti Brandegee
Raphanus sativus L.
Rorippa teres (Michx.) Stuckey
Sisymbrium irio L.



Apéndice. Continuación.

Sisymbrium orientale L.
Thysanocarpus curvipes Hook.

Burseraceae
Bursera arborea (Rose) L. Riley
Bursera epinnata (Rose) Engl.
Bursera excelsa (Kunth) Engl.
Bursera fagaroides (Kunth) Engl.
Bursera filicifolia Brandegee
Bursera grandifolia (Schltdl.) Engl.
Bursera graveolens (Kunth) Triana & Planch.
Bursera hindsiana (Benth.) Engl.
Bursera instabilis McVaugh & Rzed.
Bursera laurihuertae Rzed. & Calderón
Bursera linanoe (La Llave) Rzed., Calderón & Medina
Bursera littoralis León de la Luz & Pérez Navarro*
Bursera microphylla A. Gray
Bursera schlechtendalii Engl.
Bursera simaruba (L.) Sarg.
Protium copal (Schltdl. & Cham.) Engl.

Cactaceae
Acanthocereus horridus Britton & Rose
Acanthocereus subinermis Britton & Rose
Acanthocereus tetragonus (L.) Hummelinck
Bergerocactus emoryi (Engelm.) Britton & Rose
Cylindropuntia alcahes (F.A.C. Weber) F.M. Knuth
Cylindropuntia bigelovii (Engelm.) F.M. Knuth
Cylindropuntia cholla (F.A.C. Weber) F.M. Knuth
Cylindropuntia fulgida (Engelm.) F.M. Knuth
Cylindropuntia leptocaulis (DC.) F.M. Knuth
Cylindropuntia prolifera (Engelm.) F.M. Knuth
Cylindropuntia sanfelipensis (Rebman) Rebman
Cylindropuntia santamaria (Baxter) Rebman
Cylindropuntia tesajo (Engelm. ex J.M. Coult.) F.M. Knuth
Echinocereus barthelowanus Britton & Rose
Echinocereus brandegeei (J.M. Coult.) K. Schum.
Echinocereus maritimus (M.E. Jones) K. Schum.
Echinocereus sciurus (K. Brandegee) Dams
Ferocactus fordii (Orcutt) Britton & Rose
Ferocactus peninsulae (F.A.C. Weber) Britton & Rose
Ferocactus townsendianus Britton & Rose
Ferocactus wislizeni (Engelm.) Britton & Rose
Grusonia invicta (Brandegee) E.F. Anderson
Hylocereus undatus (Haw.) Britton & Rose
Lophocereus schottii (Engelm.) Brtitton & Rose
Mammillaria armillata K. Brandegee
Mammillaria blossfeldiana Boed.
Mammillaria capensis (H.E. Gates) R.T. Craig
Mammillaria dioica K. Brandegee
Mammillaria gaumeri (Britton & Rose) Orcutt*
Mammillaria goodridgei Scheer
Mammillaria halei Brandegee
Mammillaria hutchisoniana (H.E. Gates) Boed.
Mammillaria mazatlanensis K. Schum.
Mammillaria poselgeri Hildm.
Melocactus curvispinus Pfeiff.
Opuntia auberi Pfeiff.
Opuntia bravoana Baxter
Opuntia dillenii (Ker Gawl.) Haw.
Opuntia excelsa Sánchez-Mej.
Opuntia phaeacantha Engelm.
Opuntia pycnantha Engelm.
Opuntia velutina F.A.C. Weber
Pachycereus pecten-aboriginum (Engelm. ex S. Watson) Britton & Rose
Pachycereus pringlei (S. Watson) Britton & Rose
Peniocereus cuixmalensis Sánchez-Mej.
Peniocereus striatus (Brandegee) Buxb.
Pereskia lychnidiflora DC.
Pereskiopsis kellermanii Rose
Pereskiopsis porteri (Brandegee ex F.A.C. Weber) Britton & Rose
Selenicereus donkelaarii (Salm-Dyck) Britton & Rose
Stenocereus gummosus (Engelm.) A.C. Gibson & K.E. Horak
Stenocereus thurberi (Engelm.) Buxb.

Campanulaceae
Lobelia berlandieri A. DC.
Lobelia cardinalis L.
Lobelia xalapensis Kunth
Nemacladus glanduliferus Jeps.

Cannabaceae
Aphananthe monoica (Hemsl.) J.-F. Leroy
Celtis iguanaea (Jacq.) Sarg.
Trema micrantha (L.) Blume

Capparaceae
Atamisquea emarginata Miers ex Hook. & Arn.
Capparidastrum frondosum (Jacq.) Cornejo & Iltis
Capparidastrum pachaca (Kunth) Hutch.
Capparis baducca L.

Apéndice. Continuación.

Capparis flexuosa (L.) L.
Crateva tapia L.
Cynophalla verrucosa (Jacq.) J. Presl
Morisonia americana L.
Quadrella incana (Kunth) Iltis & Cornejo
Quadrella indica (L.) Iltis & Cornejo
Quadrella isthmensis (Eichler) Hutch.

Caricaceae
Carica papaya L.

Caryophyllaceae
Achyronychia cooperi Torr. & A. Gray
Drymaria arenarioides Humb. & Bonpl. ex Schult.
Drymaria cordata (L.) Willd. ex Schult.
Drymaria debilis Brandegee
Drymaria holosteoides Benth.
Drymaria viscosa S. Watson
Spergula maritima (All.) Pedersen
Spergularia macrotheca (Hornem. ex Cham. & Schltdl.) Heynh.
Spergularia villosa (Pers.) Cambess.

Casuarinaceae
Casuarina equisetifolia L.

Celastraceae
Crossopetalum densiflorum Lundell
Crossopetalum eucymosum (Loes. & Pittier) Lundell
Crossopetalum filipes (Sprague) Lundell
Crossopetalum gaumeri (Loes.) Lundell
Crossopetalum parviflorum(Hemsl.) Lundell
Crossopetalum rhacoma Crantz*
Crossopetalum uragoga (Jacq.) Kuntze
Elaeodendron trichotomum (Turcz.) Lundell
Hippocratea celastroides Kunth
Hippocratea excelsa Kunth
Hippocratea volubilis L.
Maytenus phyllanthoides Benth.*
Maytenus schippii Lundell
Microtropis schiedeana Loes.
Salacia elliptica (Mart.) G. Don
Salacia impressifolia (Miers) A.C. Sm.
Schaefferia cuneifolia A. Gray
Schaefferia frutescens Jacq.
Semialarium mexicanum (Miers) Mennega
Wimmeria obtusifolia Standl.

Chrysobalanaceae
Chrysobalanus icaco L.*
Couepia polyandra (Kunth) Rose

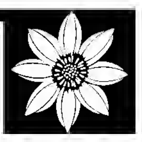
Cleomaceae
Arivela viscosa (L.) Raf.
Cleome tenuis S. Watson
Cleoserrata serrata (Jacq.) Iltis
Corynandra viscosa (L.) Cochrane & Iltis
Gynandropsis gynandra (L.) Briq.
Wislizenia palmeri A. Gray

Clusiaceae
Garcinia intermedia (Pittier) Hammel

Combretaceae
Combretum laxum Jacq.
Conocarpus erectus L.
Laguncularia racemosa (L.) C.F. Gaertn.
Terminalia buceras (L.) C. Wright
Terminalia catappa L.

Connaraceae
Rourea glabra Kunth

Convolvulaceae
Calystegia macrostegia (Greene) Brummitt
Cressa truxillensis Kunth
Cuscuta americana L.
Cuscuta desmouliniana Yunck.
Cuscuta leptantha Engelm.
Cuscuta macrocephala W. Schaffn. ex Yunck.
Cuscuta palustris Yunck.
Cuscuta umbellata Kunth
Cuscuta yucatana Yunck.
Dichondra occidentalis House
Evolvulus alsinoides (L.) L.
Ipomoea barbatisepala A. Gray
Ipomoea batatoides Choisy
Ipomoea carnea Jacq.
Ipomoea cholulensis Kunth
Ipomoea fimbriosepala Choisy
Ipomoea gesnerioides J.A. McDonald
Ipomoea hederifolia L.
Ipomoea imperati (Vahl) Griseb.*
Ipomoea indica (Burm.) Merr.



Apéndice. Continuación.

Ipomoea jalapa (L.) Pursh
Ipomoea microsepala Benth.
Ipomoea pes-caprae (L.) R. Br.*
Ipomoea purpurea (L.) Roth
Ipomoea quamoclit L.
Ipomoea squamosa Choisy
Ipomoea tricolor Cav.
Ipomoea triloba L.
Ipomoea variabilis (Schltdl. & Cham.) Choisy
Jacquemontia abutiloides Benth.
Jacquemontia agrestis (Mart. ex Choisy) Meisn.
Jacquemontia eastwoodiana I.M. Johnst.
Jacquemontia havanensis (Jacq.) Urb.*
Jacquemontia oaxacana (Meisn.) Hallier f.
Jacquemontia pentanthos (Jacq.) G. Don
Jacquemontia pringlei A. Gray
Merremia aegyptia (L.) Urb.
Merremia aurea (Kellogg) O'Donell
Merremia dissecta (Jacq.) Hallier f.
Merremia platyphylla (Fernald) O'Donell
Merremia quinquefolia (L.) Hallier f.
Operculina pinnatifida (Kunth) O'Donell

Crassulaceae
Crassula connata (Ruiz & Pav.) A. Berger
Dudleya acuminata Rose
Dudleya albiflora Rose
Dudleya anthonyi Rose
Dudleya arizonica Rose
Dudleya lanceolata (Nutt.) Britton & Rose
Dudleya rigidiflora Rose
Echeveria pulverulenta Nutt.

Cucurbitaceae
Citrullus lanatus (Thunb.) Matsum. & Nakai
Cucumis dipsaceus Ehrenb. ex Spach
Cucumis melo L.
Cucurbita argyrosperma K. Koch
Echinopepon minimus (Kellogg) S. Watson
Ibervillea millspaughii (Cogn.) C. Jeffrey
Ibervillea sonorae (S. Watson) Greene
Luffa aegyptiaca Mill.
Luffa operculata (L.) Cogn.
Melothria pendula L.
Momordica charantia L.
Schizocarpum palmeri Cogn. & Rose
Tumamoca macdougalii Rose
Vaseyanthus brandegeei (Cogn.) Rose
Vaseyanthus insularis (S. Watson) Rose

Cytinaceae
Bdallophytum americanum (R. Br.) Eichler ex Solms

Dilleniaceae
Curatella americana L.
Doliocarpus dentatus (Aubl.) Standl.
Tetracera volubilis L.

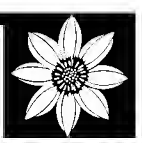
Ebenaceae
Diospyros aequoris Standl.
Diospyros intricata (A. Gray) Standl.
Diospyros juruensis A.C. Sm.
Diospyros nigra (J.F. Gmel.) Perr.
Diospyros salicifolia Humb. & Bonpl. ex Willd.
Diospyros tetrasperma Sw.

Erythroxylaceae
Erythroxylum areolatum L.
Erythroxylum havanense Jacq.
Erythroxylum macrophyllum Cav.
Erythroxylum rotundifolium Lunan

Euphorbiaceae
Acalypha alopecuroidea Jacq.
Acalypha arvensis Poepp.
Acalypha botteriana Müll. Arg.
Acalypha californica Benth.
Acalypha comonduana Millsp.
Acalypha leptopoda Müll. Arg.
Acalypha microcephala Müll. Arg.
Acalypha monostachya Cav.
Acalypha radians Torr.
Acalypha saxicola Wiggins
Acalypha schiedeana Schltdl.
Acalypha tenuifolia Müll. Arg.
Acalypha umbrosa Brandegee
Alchornea latifolia Sw.
Argythamnia lundellii J.W. Ingram
Astraea lobata(L.) Klotzsch
Caperonia castaneifolia (L.) A. St.-Hil.
Cnidoscolus aconitifolius (Mill.) I.M. Johnst.
Cnidoscolus palmeri (S. Watson) Rose

Apéndice. Continuación.

Cnidoscolus texanus (Müll. Arg.) Small
Cnidoscolus urens (L.) Arthur
Croton billbergianus Müll. Arg.
Croton californicus Müll. Arg.*
Croton capitatus Michx.
Croton ciliatoglandulifer Ortega
Croton cortesianus Kunth
Croton discolor Willd.
Croton glabellus L.
Croton glandulosus L.
Croton humilis L.
Croton peraeruginosus Croizat
Croton pottsii (Klotzsch) Müll. Arg.
Croton punctatus Jacq.*
Croton reflexifolius Kunth
Croton sonorae Torr.
Croton suberosus Kunth
Croton wigginsii L.C. Wheeler*
Dalechampia scandens L.
Ditaxis brandegeei (Millsp.) Rose & Standl.
Ditaxis lanceolata (Benth.) Pax & K. Hoffm.
Ditaxis manzanilloana (Rose) Pax & K. Hoffm.
Ditaxis neomexicana (Müll. Arg.) A. Heller
Ditaxis serrata (Torr.) A. Heller
Enriquebeltrania crenatifolia (Miranda) Rzed.
Euphorbia abramsiana L.C. Wheeler
Euphorbia albomarginata Torr. & A. Gray
Euphorbia armourii Millsp.
Euphorbia blodgettii Engelm. ex Hitchc.
Euphorbia bombensis Jacq.
Euphorbia californica Benth.
Euphorbia capitellata Engelm.
Euphorbia cymosa Poir.
Euphorbia dentosa I.M. Johnst.
Euphorbia dioeca Kunth
Euphorbia eriantha Benth.
Euphorbia florida Engelm.
Euphorbia francoana Boiss.
Euphorbia heterophylla L.
Euphorbia hindsiana Benth.
Euphorbia hirta L.
Euphorbia hypericifolia L.
Euphorbia hyssopifolia L.
Euphorbia incerta Brandegee
Euphorbia indivisa (Engelm.) Tidestr.
Euphorbia johnstonii Mayfield
Euphorbia leucophylla Benth.*
Euphorbia lomelii V.W. Steinm.
Euphorbia magdalenae Benth.
Euphorbia marginata Pursh
Euphorbia melanadenia Torr.
Euphorbia mesembryanthemifolia Jacq.
Euphorbia micromera Boiss.
Euphorbia misera Benth.*
Euphorbia parishii Greene
Euphorbia pediculifera Engelm.
Euphorbia peninsularis I.M. Johnst.
Euphorbia petrina S. Watson
Euphorbia polycarpa Benth.
Euphorbia pondii Millsp.
Euphorbia prostrata Aiton
Euphorbia schlechtendalii Boiss.
Euphorbia serpens Kunth
Euphorbia setiloba Engelm.
Euphorbia thymifolia L.
Euphorbia tomentulosa S. Watson
Euphorbia trichotoma Kunth
Euphorbia xanti Engelm. ex Boiss.
Euphorbia xbacensis Millsp.
Garcia nutans Vahl
Gymnanthes lucida Sw.
Hippomane mancinella L.
Hura polyandra Baill.
Jatropha cinerea (Ortega) Müll. Arg.
Jatropha cuneata Wiggins & Rollins
Jatropha gossypiifolia L.
Jatropha ortegae Standl.
Jatropha sympetala S.F. Blake & Standl.
Manihot aesculifolia (Kunth) Pohl
Manihot carthagenensis (Jacq.) Müll. Arg.
Manihot chlorosticta Standl. & Goldman
Manihot oaxacana D.J. Rogers & Appan
Omphalea diandra L.
Pleradenophora bilocularis (S. Watson) Esser & A.L. Melo
Ricinus communis L.
Sapium lateriflorum Hemsl.
Sebastiania adenophora Pax & K. Hoffm.
Stillingia linearifolia S. Watson*
Tragia amblyodonta (Müll. Arg.) Pax & K. Hoffm.
Tragia jonesii Radcl. Sm. & Govaerts

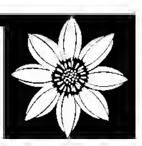


Apéndice. Continuación.

Fabaceae
Abrus precatorius L.
Acacia californica subsp. *pringlei* (Rose) L. Rico
Acacia glauca (L.) Moench
Acacia pacensis Rudd & A.M. Carter
Acaciella goldmanii Britton & Rose
Acmispon argophyllus (A. Gray) Brouillet
Acmispon distichus (Greene) Brouillet
Acmispon glaber (Vogel) Brouillet
Acmispon niveus (S. Watson) Brouillet
Acmispon prostratus (Nutt.) Brouillet
Acmispon strigosus (Nutt.) Brouillet
Aeschynomene americana L.
Aeschynomene nivea Brandegee
Aeschynomene vigil Brandegee
Agati grandiflora (L.) Desv.
Alysicarpus vaginalis (L.) DC.
Andira galeottiana Standl.
Apoplanesia paniculata C. Presl
Astragalus anemophilus Greene
Astragalus fastidius (Kellogg) M.E. Jones
Astragalus harbisonii Barneby
Astragalus hornii A. Gray
Astragalus insularis Kellogg
Astragalus magdalenae Greene*
Astragalus prorifer M.E. Jones
Astragalus trichopodus (Nutt.) A. Gray
Bauhinia divaricata L.
Bauhinia subrotundifolia Cav.
Bauhinia ungulata L.
Brongniartia peninsularis Rose
Caesalpinia bonduc (L.) Roxb.*
Caesalpinia mexicana A. Gray
Caesalpinia mollis (Kunth) Spreng.
Caesalpinia palmeri S. Watson
Caesalpinia pannosa Brandegee
Caesalpinia placida Brandegee
Caesalpinia pulcherrima (L.) Sw.
Caesalpinia vesicaria L.
Calliandra californica Benth.
Calliandra eriophylla Benth.
Calliandra formosa (Kunth) Benth.
Calopogonium mucunoides Desv.
Canavalia acuminata Rose
Canavalia brasiliensis Mart. ex Benth.
Canavalia ensiformis (L.) DC.
Canavalia rosea (Sw.) DC.*
Canavalia villosa Benth.
Centrosema angustifolium (Kunth) Benth.*
Centrosema plumieri (Turpin ex Pers.) Benth.
Centrosema schottii (Millsp.) K. Schum.
Centrosema virginianum (L.) Benth.
Chamaecrista chamaecristoides (Collad.) Greene*
Chamaecrista diphylla (L.) Greene
Chamaecrista flexuosa (L.) Greene
Chamaecrista glandulosa (L.) Greene
Chamaecrista hispidula (Vahl) H.S. Irwin & Barneby*
Chamaecrista nictitans (L.) Moench
Chamaecrista rufa (M. Martens & Galeotti) Britton & Rose
Chloroleucon mangense (Jacq.) Britton & Rose
Clitoria ternatea L.
Cojoba arborea (L.) Britton & Rose
Cologania broussonetii (Balb.) DC.
Coulteria platyloba (S. Watson) N. Zamora
Coursetia caribaea (Jacq.) Lavin
Crotalaria incana L.
Crotalaria pumila Ortega*
Crotalaria purdiana H. Senn
Crotalaria retusa L.
Crotalaria sagittalis L.
Dalbergia brownei (Jacq.) Schinz
Dalbergia ecastaphyllum (L.) Taub.
Dalea bicolor Humb. & Bonpl. ex Willd.
Dalea brachystachys A. Gray
Dalea carthagenensis (Jacq.) J.F. Macbr.
Dalea cliffortiana Willd.
Dalea mollis Benth.
Dalea mollissima (Rydb.) Munz
Dalea purpusii Brandegee
Dalea tinctoria Brandegee
Delonix regia (Bojer ex Hook.) Raf.
Desmanthus fruticosus Rose
Desmanthus virgatus (L.) Willd.
Desmodium barbatum (L.) Benth.
Desmodium frutescens Schindl.
Desmodium glabrum (Mill.) DC.
Desmodium grahamii A. Gray
Desmodium griffithianum Benth.
Desmodium procumbens (Mill.) Hitchc.
Desmodium purpusii Brandegee
Desmodium scorpiurus (Sw.) Poir.
Desmodium tortuosum (Sw.) DC.

Apéndice. Continuación.

Diphysa carthagenensis Jacq.
Diphysa yucatanensis A.M. Hanan & M. Sousa
Ebenopsis ebano (Berland.) Barneby & J.W. Grimes
Entada polystachya (L.) DC.
Errazurizia megacarpa (S. Watson) I.M. Johnst.
Erythrina americana Mill.
Erythrina berteroana Urb.
Erythrina herbacea L.
Galactia brachystachys Benth.
Galactia jussiaeana Kunth
Galactia striata (Jacq.) Urb.
Gliricidia sepium (Jacq.) Kunth ex Walp.
Haematoxylum campechianum L.
Havardia platyloba (Bertero ex DC.) Britton & Rose
Hoffmannseggia intricata Brandegee
Hoffmannseggia microphylla Torr.
Indigofera fruticosa Rose
Indigofera hirsuta L.
Indigofera microcarpa Desv.
Indigofera miniata Ortega
Indigofera suffruticosa Mill.
Indigofera trita L. f.*
Inga pinetorum Pittier
Inga punctata Willd.
Inga vera Willd.
Leucaena lanceolata S. Watson
Leucaena leucocephala (Lam.) de Wit
Lonchocarpus guatemalensis Benth.
Lonchocarpus hondurensis Benth.
Lonchocarpus luteomaculatus Pittier
Lonchocarpus rugosus Benth.
Lonchocarpus sericeus (Poir.) Kunth ex DC.
Lonchocarpus yucatanensis Pittier
Lotus nuttallianus Greene
Lotus scoparius (Torr. & A. Gray) Ottley
Lupinus arizonicus (S. Watson) S. Watson
Lupinus pallidus Brandegee
Lupinus sparsiflorus Benth.
Lupinus succulentus Douglas ex K. Koch
Lupinus truncatus Nutt. ex Hook. & Arn.
Lysiloma candidum Brandegee
Lysiloma divaricatum (Jacq.) J.F. Macbr.
Lysiloma latisiliquum (L.) Benth.
Macroptilium atropurpureum (Moc. & Sessé ex DC.) Urb.
Macroptilium gracile (Poepp. ex Benth.) Urb.
Marina brevis León de la Luz*
Marina divaricata (Benth.) Barneby
Marina maritima (Brandegee) Barneby*
Marina oculata (Rydb.) Barneby
Marina parryi (Torr. & A. Gray) Barneby
Marina vetula (Brandegee) Barneby
Mariosousa centralis (Britton & Rose) Seigler & Ebinger
Mariosousa dolichostachya (S.F. Blake) Seigler & Ebinger
Medicago polymorpha L.
Melilotus indicus (L.) All.
Mimosa antioquensis Killip ex Rudd
Mimosa bahamensis Benth.
Mimosa candollei R. Grether
Mimosa diplotricha C. Wright ex Sauvalle
Mimosa distachya Cav.
Mimosa occidentalis Britton & Rose
Mimosa pigra L.
Mimosa pudica L.
Mimosa quadrivalvis L.
Mimosa strigillosa Torr. & A. Gray
Mimosa tricephala Schltdl. & Cham.
Mucuna sloanei Fawc. & Rendle
Neptunia plena (L.) Benth.
Neptunia pubescens Benth.
Olneya tesota A. Gray
Parkinsonia aculeata L.
Parkinsonia microphylla Torr.
Phaseolus acutifolius A. Gray
Phaseolus filiformis Benth.
Phaseolus lunatus L.
Phaseolus micranthus Hook. & Arn.
Piscidia grandifolia (Donn. Sm.) I.M. Johnst.
Piscidia piscipula (L.) Sarg.
Pithecellobium dulce (Roxb.) Benth.
Pithecellobium graciliflorum S.F. Blake
Pithecellobium keyense Britton*
Pithecellobium lanceolatum (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Benth.
Pithecellobium platylobum (Bertero ex DC.) Urb.
Pithecellobium scopulinum (Brandegee) Standl.
Pithecellobium seleri Harms
Pithecellobium unguis-cati (L.) Benth.
Platymiscium pinnatum (Jacq.) Dugand
Prosopidastrum mexicanum (Dressler) Burkart
Prosopis articulata S. Watson
Prosopis glandulosa Torr.
Prosopis juliflora (Sw.) DC.
Prosopis reptans Benth.



Apéndice. Continuación.

Psorothamnus emoryi (A. Gray) Rydb.
Pterocarpus amphymenium DC.
Rhynchosia americana (Mill.) Metz
Rhynchosia minima (L.) DC.
Samanea saman (Jacq.) Merr.
Senna atomaria (L.) H.S. Irwin & Barneby
Senna bicapsularis (L.) Roxb.
Senna confinis (Greene) H.S. Irwin & Barneby
Senna covesii (A. Gray) H.S. Irwin & Barneby
Senna fruticosa (Mill.) H.S. Irwin & Barneby
Senna obtusifolia (L.) H.S. Irwin & Barneby
Senna occidentalis (L.) Link
Senna pallida (Vahl) H.S. Irwin & Barneby
Senna papillosa (Britton & Rose) H.S. Irwin & Barneby
Senna polyphylla (Jacq.) H.S. Irwin & Barneby
Senna purpusii (Brandegee) H.S. Irwin & Barneby
Senna racemosa (Mill.) H.S. Irwin & Barneby
Senna skinneri (Benth.) H.S. Irwin & Barneby
Senna uniflora (Mill.) H.S. Irwin & Barneby
Sesbania herbacea (Mill.) McVaugh
Sophora tomentosa L.*
Stylosanthes calcicola Small
Stylosanthes humilis Kunth
Stylosanthes viscosa (L.) Sw.*
Tephrosia cana Brandegee
Tephrosia cinerea (L.) Pers.*
Tephrosia palmeri S. Watson
Tephrosia vicioides Schltdl.
Vachellia campechiana (Mill.) Seigler & Ebinger
Vachellia collinsii (Saff.) Seigler & Ebinger
Vachellia constricta (Benth.) Seigler & Ebinger
Vachellia cornigera (L.) Seigler & Ebinger
Vachellia farnesiana (L.) Wight & Arn.
Vachellia macracantha (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Seigler & Ebinger
Vachellia pennatula (Schltdl. & Cham.) Seigler & Ebinger
Vachellia sphaerocephala (Cham. & Schltdl.) Seigler & Ebinger
Vigna adenantha (G. Mey.) Maréchal, Mascherpa & Stainier
Vigna elegans (Piper) Maréchal, Mascherpa & Stainier
Vigna linearis (Kunth) Maréchal, Mascherpa & Stainier
Vigna luteola (Jacq.) Benth.

Fagaceae
Quercus oleoides Schltdl. & Cham.

Fouquieriaceae
Fouquieria burragei Rose
Fouquieria columnaris (Kellogg) Kellogg ex Curran
Fouquieria diguetii (Tiegh.) I.M. Johnst.
Fouquieria splendens Engelm.

Frankeniaceae
Frankenia palmeri S. Watson
Frankenia salina (Molina) I.M. Johnst.

Gentianaceae
Eustoma exaltatum (L.) Salisb. ex G. Don
Leiphaimos parasitica Schltdl. & Cham.
Sabatia arenicola Greenm.

Geraniaceae
Erodium cicutarium (L.) L'Her. ex Aiton

Gesneriaceae
Smithiantha cinnibarina (Linden) Kuntze

Goodeniaceae
Scaevola plumieri (L.) Vahl*

Hypericaceae
Hypericum pratense Schltdl. & Cham.

Koeberliniaceae
Koeberlinia spinosa Zucc.

Krameriaceae
Krameria erecta Willd.
Krameria grayi Rose & J.H. Painter
Krameria paucifolia (Rose) Rose

Lamiaceae
Aegiphila deppeana Steud.
Callicarpa acuminata Kunth
Clerodendrum aculeatum (L.) Schltdl.*
Clerodendrum ligustrinum (Jacq.) R. Br.
Clerodendrum thomsoniae Balf.
Condea albida Kunth Harley & J.F.B. Pastore
Condea emoryi (Torr.) Harley & J.F.B. Pastore
Condea laniflora (Benth.) Harley & J.F.B. Pastore
Condea tephrodes (A. Gray) Harley & J.F.B. Pastore
Condea verticillata (Jacq.) Harley & J.F.B. Pastore
Hyptis atrorubens Poit.
Lepechinia hastata (A. Gray) Epling

Apéndice. Continuación.

Marrubium vulgare L.
Mentha aquatica L.
Salvia coccinea Buc'hoz ex Etl.
Salvia misella Kunth
Salvia munzii Epling
Salvia occidentalis Sw.
Salvia platycheila A. Gray
Salvia similis Brandegee
Teucrium cubense Jacq.
Teucrium glandulosum Kellogg
Vitex gaumeri Greenm.
Vitex mollis Kunth

Linaceae
Linum orizabae Planch.
Linum schiedeanum Schltdl. & Cham.

Loasaceae
Eucnide cordata Kellogg
Eucnide rupestris (Baill.) H.J. Thomps. & W.R. Ernst
Mentzelia adhaerens Benth.
Mentzelia aspera L.
Mentzelia multiflora (Nutt.) A. Gray*
Petalonyx thurberi A. Gray

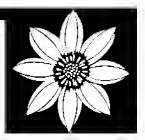
Loganiaceae
Spigelia anthelmia L.

Loranthaceae
Psittacanthus calyculatus (DC.) G. Don
Psittacanthus schiedeanus (Schltdl. & Cham.) G. Don
Psittacanthus sonorae (S. Watson) Kuijt
Struthanthus cassythoides Millsp. ex Standl.*
Struthanthus crassipes (Oliv.) Eichler
Struthanthus interruptus (Kunth) G. Don
Struthanthus palmeri Kuijt
Struthanthus quercicola (Schltdl. & Cham.) Blume

Lythraceae
Ammannia auriculata Willd.
Ammannia coccinea Rottb.
Cuphea decandra Aiton
Cuphea gaumeri Koehne
Ginoria nudiflora (Hemsl.) Koehne
Lawsonia inermis L.
Lythrum acinifolium Sessé & Moc. ex Koehne
Lythrum gracile Benth.

Malpighiaceae
Bunchosia biocellata Schltdl.
Bunchosia lindeniana A. Juss.
Bunchosia palmeri S. Watson
Bunchosia swartziana Griseb.
Byrsonima bucidifolia Standl.
Byrsonima crassifolia (L.) Kunth
Callaeum macropterum (Moc. & Sessé ex DC.) D.M. Johnson
Cottsia californica (Benth.) W.R. Anderson & C. Davis
Cottsia gracilis (A. Gray) W.R. Anderson & C. Davis
Galphimia angustifolia Benth.
Galphimia arenicola C.E. Anderson
Galphimia tuberculata (Rose) Nied.
Heteropterys laurifolia (L.) A. Juss.
Malpighia diversifolia Brandegee
Malpighia glabra L.
Malpighia ovata Rose
Psychopterys dipholiphylla (Small) W.R. Anderson & S. Corso
Stigmaphyllon bannisterioides (L.) C.E. Anderson
Stigmaphyllon ellipticum (Kunth) A. Juss.
Stigmaphyllon lindenianum A. Juss.

Malvaceae
Abutilon abutiloides (Jacq.) Garcke ex Hochr.
Abutilon berlandieri A. Gray ex S. Watson
Abutilon incanum (Link) Sweet
Abutilon palmeri A. Gray
Abutilon permolle (Willd.) Sweet
Anoda cristata (L.) Schltdl.
Bastardia bivalvis (Cav.) Kunth ex Griseb.
Bastardia viscosa (L.) Kunth
Byttneria aculeata (Jacq.) Jacq.
Ceiba aesculifolia (Kunth) Britten & Baker f.
Ceiba pentandra (L.) Gaertn.
Cienfuegosia yucatanensis Millsp.
Corchorus aestuans L.
Gossypium davidsonii Kellogg
Gossypium harknessii Brandegee
Gossypium hirsutum L.
Guazuma ulmifolia Lam.
Hampea nutricia Fryxell
Helicteres guazumifolia Kunth
Heliocarpus pallidus Rose
Herissantia crispa (L.) Brizicky
Hermannia palmeri Rose
Hibiscus costatus A. Rich.
Hibiscus denudatus Benth.



Apéndice. Continuación.

Hibiscus pernambucensis Arruda
Hibiscus rosa-sinensis L.
Horsfordia alata (S. Watson) A. Gray
Horsfordia newberryi (S. Watson) A. Gray
Horsfordia rotundifolia S. Watson
Kosteletzkya depressa (L.) O.J. Blanch., Fryxell & D.M. Bates
Luehea candida (DC.) Mart.
Malachra alceifolia Jacq.
Malacothamnus fasciculatus (Nutt. ex Torr. & A. Gray) Greene
Malva parviflora L.
Malvastrum americanum (L.) Torr.
Malvastrum bicuspidatum (S. Watson) Rose
Malvastrum corchorifolium (Desr.) Britton ex Small
Malvastrum coromandelianum (L.) Garcke
Malvaviscus arboreus Cav.
Malvella lepidota (A. Gray) Fryxell
Malvella leprosa (Ortega) Krapov.
Melochia pyramidata L.
Melochia tomentosa L.
Melochia villosa (Mill.) Fawc. & Rendle
Pachira aquatica Aubl.
Pavonia schiedeana Steud.
Pseudabutilon umbellatum (L.) Fryxell
Pseudobombax ellipticum (Kunth) Dugand
Sida abutilifolia Mill.
Sida acuta Burm. f.
Sida ciliaris L.
Sida cordifolia L.
Sida glabra Mill.
Sida linifolia Juss. ex Cav.
Sida rhombifolia L.
Sida xanti A. Gray
Sphaeralcea ambigua A. Gray
Sphaeralcea coulteri (S. Watson) A. Gray
Sphaeralcea emoryi Torr. ex A. Gray
Sphaeralcea fulva Greene
Sphaeralcea orcuttii Rose
Thespesia populnea (L.) Sol. ex Correa
Trichospermum galeottii (Turcz.) Kosterm.
Triumfetta semitriloba Jacq.
Waltheria americana L.
Wissadula periplocifolia (L.) C. Presl ex Thwaites

Marcgraviaceae
Souroubea loczyi (V.A. Richt.) de Roon

Martyniaceae
Martynia annua L.
Proboscidea altheifolia (Benth.) Decne.

Melastomataceae
Clidemia hirta (L.) D. Don
Conostegia xalapensis (Bonpl.) D. Don ex DC.
Leandra mexicana (Naudin) Cogn.
Miconia argentea (Sw.) DC.

Meliaceae
Cedrela odorata L.
Guarea glabra Vahl
Melia azedarach L.
Trichilia glabra L.
Trichilia hirta L.
Trichilia martiana C. DC.
Trichilia minutiflora Standl.
Trichilia trifolia L. subsp. trifolia

Menispermaceae
Cissampelos owariensis P. Beauv. ex DC.
Cocculus diversifolius DC.
Hyperbaena ilicifolia Standl.
Hyperbaena jalcomulcensis E. Pérez & Cast.-Campos
Hyperbaena mexicana Miers

Menyanthaceae
Nymphoides indica (L.) Kuntze

Molluginaceae
Glinus radiatus (Ruiz & Pav.) Rohrb.
Mollugo cerviana (L.) Ser.
Mollugo verticillata L.

Montiaceae
Cistanthe maritima (Nutt.) Carolin ex Hershk.

Moraceae
Brosimum alicastrum Sw.
Castilla elastica Sessé
Dorstenia contrajerva L.
Ficus americana Aubl.
Ficus apollinaris Dugand
Ficus aurea Nutt.
Ficus cotinifolia Kunth

Apéndice. Continuación.

Ficus crassinervia Desf. ex Willd.
Ficus crocata (Miq.) Miq.
Ficus insipida Willd.
Ficus maxima Mill.
Ficus obtusifolia Kunth
Ficus pertusa L. f.
Ficus petiolaris Kunth
Ficus radula Humb. & Bonpl. ex Willd.
Ficus velutina Humb. & Bonpl. ex Willd.
Ficus yoponensis Desv.
Maclura tinctoria (L.) D. Don ex Steud.
Trophis mexicana (Liebm.) Bureau
Trophis racemosa (L.) Urb.

Muntingiaceae
Muntingia calabura L.

Myricaceae
Morella cerifera (L.) Small

Myrtaceae
Calyptranthes karwinskyana O. Berg
Calyptranthes pallens Griseb.
Calyptranthes schiedeana O. Berg
Eugenia acapulcensis Steud.
Eugenia axillaris (Sw.) Willd.
Eugenia capuli (Schltdl. & Cham.) Hook. & Arn.
Eugenia karwinskyana O. Berg
Eugenia mexicana Steud.
Eugenia oerstediana O. Berg
Myrcianthes fragrans (Sw.) McVaugh
Psidium guajava L.

Nyctaginaceae
Abronia carterae Ferris
Abronia gracilis Benth.
Abronia maritima Nutt. ex S. Watson*
Abronia umbellata Lam.
Abronia villosa S. Watson*
Allionia incarnata L.
Boerhavia diffusa L.
Boerhavia intermedia M.E. Jones
Boerhavia maculata Standl.
Boerhavia spicata Choisy
Boerhavia triquetra S. Watson
Boerhavia xanti S. Watson
Commicarpus scandens (L.) Standl.
Cryptocarpus pyriformis Kunth
Guapira costaricana (Standl.) Woodson
Mirabilis jalapa L.
Mirabilis laevis (Benth.) Curran
Neea psychotrioides Donn. Sm.
Neea stenophylla Standl.
Okenia hypogaea Schltdl. & Cham.*
Pisonia aculeata L.
Salpianthus arenarius Bonpl.
Salpianthus macrodontus Standl.

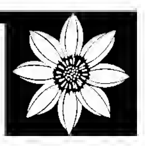
Ochnaceae
Ouratea crassinervia Engl.
Ouratea nitida (Sw.) Engl.

Oleaceae
Forestiera macrocarpa Brandegee
Forestiera rhamnifolia Griseb.
Forestiera shrevei Standl.

Onagraceae
Camissonia angelorum (S. Watson) P.H. Raven
Camissonia californica (Nutt. ex Torr. & A. Gray) P.H. Raven
Camissonia cardiophylla (Torr.) P.H. Raven
Camissonia cheiranthifolia (Hornem. ex Spreng.) Raim.
Camissonia claviformis (Torr. & Frém.) P.H. Raven
Camissonia crassifolia (Greene) P.H. Raven
Camissonia lewisii P.H. Raven
Camissonia sceptrostigma (Brandegee) P.H. Raven
Ludwigia octovalvis (Jacq.) P.H. Raven
Oenothera arizonica (Munz) W.L. Wagner
Oenothera deltoides Torr. & Frém.*
Oenothera drummondii Hook.*
Oenothera pubescens Willd. ex Spreng.
Oenothera wigginsii W.E. Klein*
Xylonagra arborea (Kellogg) Donn. Sm. & Rose

Opiliaceae
Agonandra obtusifolia Standl.

Orobanchaceae
Agalinis fasciculata (Elliott) Raf.
Agalinis heterophylla (Nutt.) Small
Agalinis linifolia (Nutt.) Britton
Buchnera longifolia Kunth



Apéndice. Continuación.

Chloropyron maritimum (Nutt. ex Benth.) A. Heller
Dicranostegia orcuttiana (A. Gray) Pennell
Orobanche parishii (Jeps.) Heckard

Oxalidaceae
Oxalis frutescens L.

Papaveraceae
Argemone gracilenta Greene
Argemone ochroleuca Sweet
Eschscholzia californica Cham.
Eschscholzia minutiflora S. Watson
Eschscholzia palmeri Rose
Eschscholzia parishii Greene

Passifloraceae
Passiflora arida (Mast. & Rose) Killip
Passiflora biflora Lam.
Passiflora ciliata Aiton
Passiflora coriacea Juss.
Passiflora foetida L.
Passiflora fruticosa Killip
Passiflora holosericea L.
Passiflora mexicana Juss.
Passiflora microstipula L.E. Gilbert & J.M. MacDougal
Passiflora palmeri Rose
Passiflora pavonis Mast.
Passiflora serratifolia L.
Passiflora suberosa L.
Passiflora sublanceolata (Killip) J.M. MacDougal
Passiflora subpeltata Ortega
Passiflora viridiflora Cav.
Turnera diffusa Willd.
Turnera ulmifolia L.

Pentaphylacaceae
Ternstroemia tepezapote Schltdl. & Cham.

Petiveriaceae
Petiveria alliacea L.
Rivina humilis L.
Trichostigma octandrum (L.) H. Walter

Phrymaceae
Diplacus puniceus Nutt.
Mimulus aurantiacus Curtis

Phyllanthaceae
Andrachne microphylla (Lam.) Baill.
Astrocasia tremula (Griseb.) G.L. Webster
Phyllanthus caroliniensis Walter
Phyllanthus elsiae Urb.
Phyllanthus niruri L.
Phyllanthus nobilis (L. f.) Müll. Arg.

Picramniaceae
Picramnia antidesma subsp. fessonia (DC.) W.W. Thomas

Plantaginaceae
Antirrhinum coulterianum Benth. ex A. DC.
Antirrhinum cyathiferum Benth.
Antirrhinum nuttallianum Benth. ex A. DC.
Antirrhinum watsonii Vasey & Rose
Collinsia heterophylla Buist ex R. Graham
Conobea polystachya Minod
Gambelia juncea (Benth.) D.A. Sutton
Mecardonia procumbens (Mill.) Small
Nuttallanthus canadensis (L.) D.A. Sutton
Nuttallanthus texanus (Scheele) D.A. Sutton
Plantago major L.
Plantago ovata Forssk.
Russelia coccinea (L.) Wettst.
Russelia equisetiformis Schltdl. & Cham.
Russelia sarmentosa Jacq.
Russelia tenuis Lundell
Sairocarpus watsonii (Vasey & Rose) D.A. Sutton
Schistophragma mexicanum Benth. ex D. Dietr.
Scoparia dulcis L.
Stemodia maritima L.*
Stemodia tomentosa G. Don

Plumbaginaceae
Limonium californicum (Boiss.) A. Heller
Limonium carolinianum (Walter) Britton
Limonium sinuatum (L.) Mill.
Plumbago zeylanica L.

Polemoniaceae
Acanthogilia gloriosa (Brandegee) A.G. Day & Moran
Bryantiella palmeri (S. Watson) J.M. Porter
Gilia palmeri S. Watson
Langloisia setosissima (Torr. & A. Gray) Greene
Linanthus jonesii (A. Gray) Greene
Linanthus pygmaeus (Brand) J.T. Howell

Apéndice. Continuación.

Polygalaceae
Polygala alba Nutt.
Securidaca diversifolia (L.) S.F. Blake

Polygonaceae
Antigonon flavescens S. Watson
Antigonon leptopus Hook. & Arn.
Chorizanthe procumbens Nutt.
Coccoloba acapulcensis Standl.
Coccoloba barbadensis Jacq.
Coccoloba cozumelensis Hemsl.
Coccoloba humboldtii Meisn.
Coccoloba liebmannii Lindau
Coccoloba ortizii R.A. Howard
Coccoloba swartzii Meisn.
Coccoloba uvifera (L.) L.*
Coccoloba venosa L.
Eriogonum fasciculatum Benth.
Eriogonum galioides I.M. Johnst.
Eriogonum grande Greene
Eriogonum inflatum Torr. & Frém.
Eriogonum moranii Reveal
Eriogonum pondii Greene
Eriogonum preclarum Reveal
Eriogonum repens Reveal
Eriogonum scalare S. Watson
Eriogonum thomasii Torr.
Eriogonum wrightii Torr. ex Benth.
Gymnopodium floribundum Rolfe
Harfordia macroptera (Benth.) Greene & Parry
Lastarriaea coriacea (Goodman) Hoover
Nemacaulis denudata Nutt.*
Persicaria ferruginea (Wedd.) Soják
Podopterus cordifolius Rose & Standl.
Podopterus mexicanus Bonpl.
Polygonum argyrocoleon Steud. ex Kunze
Polygonum longiocreatum Bartlett
Pterostegia drymarioides Fisch. & C.A. Mey.
Rumex conglomeratus Murray
Rumex crispus L.
Rumex maritimus L.
Rumex pulcher L.
Ruprechtia pallida Standl.

Portulacaceae
Portulaca amilis Speg.
Portulaca californica D. Legrand
Portulaca halimoides L.
Portulaca oleracea L.
Portulaca suffrutescens Engelm.
Portulaca umbraticola Kunth

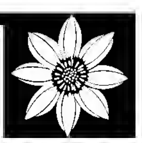
Primulaceae
Anagallis arvensis L.
Ardisia compressa Kunth
Ardisia escallonioides Schltdl. & Cham.
Ardisia paschalis Donn. Sm.
Ardisia purpurea Reinw.
Ardisia revoluta Kunth
Bonellia flammea (Millsp. ex Mez) B. Ståhl & Källersjö
Bonellia macrocarpa (Cav.) B. Ståhl & Källersjö
Jacquinia armillaris Jacq.
Jacquinia aurantiaca W.T. Aiton
Lysimachia ovalis (Ruiz & Pav.) U. Manns & Anderb.
Parathesis lenticellata Lundell
Parathesis melanosticta (Schltdl.) Hemsl.
Samolus ebracteatus Kunth
Samolus parviflorus Raf.

Ranunculaceae
Clematis dioica L.

Resedaceae
Forchhammeria pallida Liebm.
Forchhammeria watsonii Rose
Oligomeris linifolia (Vahl) J.F. Macbr.

Rhamnaceae
Colubrina arborescens (Mill.) Sarg.
Colubrina elliptica (Sw.) Brizicky & W.L. Stern
Colubrina glabra S. Watson
Colubrina viridis (M.E. Jones) M.C. Johnst.
Condalia globosa I.M. Johnst.
Gouania lupuloides Urb.
Karwinskia humboldtiana (Schult.) Zucc.
Sageretia elegans (Kunth) Brongn.
Ziziphus amole (Sessé & Moç.) M.C. Johnst.
Ziziphus obtusifolia (Hook. ex Torr. & A. Gray) A. Gray

Rosaceae
Prunus brachybotrya Zucc.



Apéndice. Continuación.

Rubiaceae
Alibertia edulis (Rich.) A. Rich. ex DC.
Asemnantha pubescens Hook. f.
Borreria capitata (Ruiz & Pav.) DC.
Borreria spinosa Cham. & Schltdl. ex DC.
Borreria tenuior L.
Calycophyllum candidissimum (Vahl) DC.
Chiococca alba (L.) Hitchc.
Chiococca coriacea M. Martens & Galeotti
Coccocypselum hirsutum Bartl. ex DC.
Crusea longiflora (Willd. ex Roem. & Schult.) W.R. Anderson
Diodia teres Walter
Erithalis fruticosa L.*
Ernodea littoralis Sw.*
Eumachia microdon (DC.) Delprete & J.H. Kirkbr.
Exostema caribaeum (Jacq.) Schult.
Faramea occidentalis (L.) A. Rich.
Guettarda elliptica Sw.
Hamelia calycosa Donn. Sm.
Hamelia patens Jacq.
Hedyotis lancifolia Schumach.
Hexasepalum angustifolium Bartl. ex DC.
Hintonia latiflora (DC.) Bullock
Hintonia octomera (Hemsl.) Bullock
Machaonia lindeniana Baill.
Mitracarpus hirtus (L.) DC.
Mitracarpus linearis Benth.
Mitracarpus schizangius DC.
Morinda citrifolia L.
Morinda royoc L.
Oldenlandia corymbosa L.
Palicourea gardenioides (Scheidw.) Hemsl.
Palicourea tetragona (Donn. Sm.) C.M. Taylor & Lorence
Psychotria calophylla Standl.
*Psychotria costivenia*Griseb.
Psychotria erythrocarpa Schltdl.
Psychotria horizontalis Sw.
Psychotria nervosa Sw.
Psychotria oerstediana Standl.
Rachicallis americana (Jacq.) Hitchc.
Randia aculeata L.
Randia armata (Sw.) DC.
Randia capitata DC.
Randia laetevirens Standl.
Randia malacocarpa Standl.
Randia monantha Benth.
Randia obcordata S. Watson
Randia retroflexa Lorence & M. Nee
Randia tetracantha (Cav.) DC.
Randia thurberi S. Watson
Randia truncata Greenm. & C.H. Thomps.
Randia xalapensis M. Martens & Galeotti
Richardia scabra L.
Solenandra mexicana (A. Gray) Borhidi
Spermacoce confusa Rendle
Spermacoce laevis Lam.
Spermacoce remota Lam.
Spermacoce verticillata L.
Stenotis arenaria (Rose) Terrell
Stenotis asperuloides (Benth.) Terrell
Stenotis brevipes (Rose) Terrell
Stenotis mucronata (Benth.) Terrell*
Strumpfia maritima Jacq.

Rutaceae
Amyris balsamifera L.
Esenbeckia berlandieri Baill.
Esenbeckia flava Brandegee
Esenbeckia hartmanii Robinson & Fernald
Zanthoxylum caribaeum Lam.

Salicaceae
Casearia guevarana Cast.-Campos & E. Medina
Casearia guianensis (Aubl.) Urb.
Casearia nitida (L.) Jacq.
Casearia obovata Schltdl.
Casearia sylvestris Sw.
Pleuranthodendron lindenii (Turcz.) Sleumer
Xylosma flexuosa (Kunth) Hemsl.

Santalaceae
Phoradendron brachystachyum (DC.) Oliv.
Phoradendron costaricense (Urb.) J.F. Morales
Phoradendron mucronatum (DC.) Krug & Urb.
Phoradendron nervosum Oliv.
Phoradendron quadrangulare (Kunth) Griseb.
Phoradendron villosum (Nutt.) Nutt. ex Engelm.
Phoradendron wattii Krug & Urb.*

Sapindaceae
Aesculus parryi A. Gray
Cardiospermum grandiflorum Sw.

Apéndice. Continuación.

Cardiospermum halicacabum L.
Cardiospermum tortuosum Benth.
Cupania dentata DC.
Cupania macrophylla Mart.
Cupania schippii Standl.
Dodonaea viscosa Jacq.
Exothea paniculata (Juss.) Radlk.
Matayba clavelligera Radlk.
Melicoccus bijugatus Jacq.
Paullinia costaricensis Radlk.
Paullinia fuscescens Kunth
Paullinia pinnata L.
Paullinia tomentosa Jacq.
Sapindus saponaria L.
Serjania adiantoides Radlk.
Serjania atrolineata C. Wright
Serjania macrocarpa Standl. & Steyerm.
Serjania palmeri S. Watson
Serjania racemosa Schumach.
Serjania triquetra Radlk.
Thouinidium decandrum (Bonpl.) Radlk.

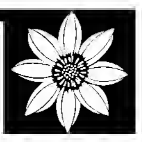
Sapotaceae
Chrysophyllum mexicanum Brandegee ex Standl.
Manilkara zapota (L.) P. Royen
Pouteria campechiana (Kunth) Baehni*
Pouteria hypoglauca (Standl.) Baehni
Sideroxylon americanum (Mill.) T.D. Penn.
Sideroxylon capiri (A. DC.) Pittier
Sideroxylon celastrinum (Kunth) T.D. Penn.
Sideroxylon foetidissimum Jacq.
Sideroxylon obtusifolium (Humb. ex Roem. & Schult.) T.D. Penn.

Schoepfiaceae
Schoepfia californica Brandegee
Schoepfia schreberi J.F. Gmel.

Scrophulariaceae
Capraria biflora L.
Capraria frutescens (Mill.) Britten
Myoporum laetum G. Forst.

Simaroubaceae
Castela peninsularis Rose
Simmondsiaceae
Simmondsia chinensis (Link) C.K. Schneid.

Solanaceae
Capsicum annuum L.
Cestrum alternifolium (Jacq.) O.E. Schulz
Cestrum dumetorum Schltdl.
Cestrum nocturnum L.
Datura discolor Bernh.
Datura inoxia Mill.
Datura lanosa Barclay ex Bye
Datura stramonium L.
Juanulloa mexicana (Schltdl.) Miers
Lycianthes armentalis J.L. Gentry
Lycianthes lenta (Cav.) Bitter
Lycium andersonii A. Gray
Lycium berlandieri Dunal
Lycium brevipes Benth.
Lycium californicum Nutt. ex A. Gray
Lycium carolinianum Walter*
Lycium exsertum A. Gray
Lycium fremontii A. Gray
Lycium megacarpum Wiggins
Lycium parishii A. Gray
Lycium richii A. Gray
Lycopersicon esculentum Mill.
Nicandra physalodes (L.) Gaertn.
Nicotiana clevelandii A. Gray
Nicotiana glauca Graham
Nicotiana obtusifolia M. Martens & Galeotti
Physalis acutifolia (Miers) Sandwith
Physalis cinerascens (Dunal) Hitchc.
Physalis crassifolia Benth.
Physalis glabra Benth.
Physalis maxima Mill.
Physalis mayana Standl.
Physalis minuta Griggs
Physalis pubescens L.
Physalis solanacea (Schltdl.) Axelius
Solanum americanum Mill.
Solanum candidum Lindl.
Solanum diphyllum L.
Solanum donianum Walp.
Solanum elaeagnifolium Cav.
Solanum erianthum D. Don
Solanum hindsianum Benth.
Solanum lycopersicum L.
Solanum nudum Dunal
Solanum palmeri Vasey & Rose
Solanum rudepannum Dunal



Apéndice. Continuación.

Solanum tampicense Dunal
Solanum tridynamum Dunal
Solanum umbellatum Mill.

Stegnospermataceae
Stegnosperma cubense A. Rich.
Stegnosperma halimifolium Benth.

Surianaceae
Suriana maritima L.

Talinaceae
Talinum paniculatum (Jacq.) Gaertn.
Talinum triangulare (Jacq.) Willd.

Tamaricaceae
Tamarix ramosissima Ledeb.

Tetrachondraceae
Polypremum procumbens L.

Thymelaeaceae
Daphnopsis americana (Mill.) J.R. Johnst.

Urticaceae
Cecropia peltata L.
Parietaria debilis G. Forst.

Verbenaceae
Aloysia sonorensis Moldenke
Burroughsia fastigiata (Brandegee) Moldenke
Citharexylum ellipticum D. Don
Citharexylum hexangulare Greenm.
Duranta repens L.
Lantana camara L.
Lantana hirta Graham
Lantana involucrata L.
Lippia formosa Brandegee
Lippia nodiflora (L.) Michx.
Lippia palmeri S. Watson
Lippia stoechadifolia (L.) Kunth
Petrea volubilis L.
Priva lappulacea (L.) Pers.
Stachytarpheta jamaicensis (L.) Vahl
Stachytarpheta miniacea Moldenke
Tamonea curassavica (L.) Pers.
Verbena halei Small

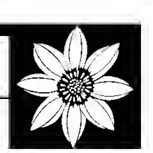
Violaceae
Hybanthus calceolaria (L.) Oken
Hybanthus fruticulosus (Benth.) I.M. Johnst.
Orthion oblanceolatum Lundell

Vitaceae
Ampelopsis denudata Planch.
Cissus alata Jacq.
Cissus microcarpa Vahl
Cissus sicyoides L.
Vitis bourgaeana Planch.
Vitis cinerea (Engelm.) Millardet
Vitis tiliifolia Humb. & Bonpl. ex Schult.

Vochysiaceae
Vochysia guatemalensis Donn. Sm.

Ximeniaceae
Ximenia americana L.
Ximenia pubescens Standl.

Zygophyllaceae
Fagonia barclayana (Benth.) Rydb.
Fagonia californica Benth.
Fagonia laevis Standl.
Fagonia pachyacantha Rydb.
Fagonia palmeri Vasey & Rose
Fagonia villosa D.M. Porter
Guaiacum coulteri A. Gray
Guaiacum sanctum L.
Guaiacum unijugum Brandegee
Kallstroemia californica (S. Watson) Vail
Kallstroemia curta Rydb.
Kallstroemia maxima (L.) Hook. & Arn.
Kallstroemia peninsularis D.M. Porter
Kallstroemia pubescens (G. Don) Dandy
Larrea tridentata (DC.) Coville
Tribulus terrestris L.
Viscainoa geniculata (Kellogg) Greene
Zygophyllum pterocarpum Bunge



Flora y vegetación del municipio Álamo Temapache, Veracruz, México

Flora and vegetation of the municipality of Álamo Temapache, Veracruz, Mexico

Axel Francisco-de la Cruz[1], José A. Villarreal-Quintanilla[1,4], A. Eduardo Estrada-Castillón[2] y Diana Jasso-Cantú[3]

1 Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Departamento de Botánica, Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, 25315 Saltillo, Coahuila, México.
2 Universidad Autónoma de Nuevo León, Facultad de Ciencias Forestales, Apdo. postal 41, 67700 Linares, Nuevo León, México.
3 Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Departamento de Fitomejoramiento, Calzada Antonio Narro 1923, Buenavista, 25315 Saltillo, Coahuila, México.
4 Autor para la correspondencia: javillarreal00@hotmail.com

Citar como:
Francisco-de la Cruz, A., J. A. Villarreal-Quintanilla, A. E. Estrada-Castillón y D. Jasso-Cantú. 2017. Flora y vegetación del municipio Álamo Temapache, Veracruz, México. Acta Botanica Mexicana 121: 83-124. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1291

Recibido: 26 de mayo de 2016.
Revisado: 9 de junio de 2016.
Aceptado: 5 de junio de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1291

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: El objetivo del presente estudio fue conocer la flora y describir la vegetación del municipio Álamo Temapache, en el estado de Veracruz, México. El área está ubicada en el norte del estado y ocupa una extensión de 1280.62 km^2.

Métodos: Se delimitó la zona y se definieron rutas de colecta y reconocimiento de los tipos de vegetación. Se tomaron datos del tipo de comunidad vegetal y componentes, y se colectaron muestras botánicas. Finalmente se elaboró un mapa de vegetación y se enlistaron las especies con datos de forma de vida, nombre común y tipo de comunidad donde fueron localizadas.

Resultados clave: Los resultados incluyen una lista florística de 753 especies, 491 géneros y 124 familias. Las familias mejor representadas son Fabaceae, Asteraceae, Poaceae y Malvaceae. Se reconocen ocho tipos de vegetación para el área: bosque tropical perennifolio, bosque tropical subcaducifolio, bosque de encino, palmar, vegetación acuática y subacuática, vegetación secundaria, comunidad de arvenses, y pastizal. Gran parte de la superficie es ocupada por huertos y campos agrícolas. La comunidad de malezas de áreas perturbadas es muy importante, en especial la de plantas arvenses, que es la que ocupa la mayor extensión en el área, seguida por el pastizal inducido y el bosque tropical subcaducifolio.

Conclusiones: Se encontró que el área ha sido modificada fuertemente por actividades antrópicas; solo 8% de la superficie del municipio aún conserva la vegetación original.

Palabras clave: bosque tropical, florística, inventario florístico, riqueza.

Abstract:

Background and Aims: The aim of this study was to know the flora and to describe the vegetation of the municipality of Álamo Temapache, Veracruz. The area is located in the north of this state and covers 1280.62 km^2.

Methods: A delimitation of the area was realized and collection routes for recognition of vegetation types were determined. Data of the vegetation types and components were taken and botanical samples collected. Finally, a vegetation map was made and a list of habit, common name and vegetation type for each species was elaborated.

Key results: The results show a floristic list of 753 species, 491 genera and 124 families. The families with highest species numbers are Fabaceae, Asteraceae, Poaceae and Malvaceae. Eight vegetation types are recognized for the area: tropical evergreen forest, tropical deciduous forest, oak forest, palm forest, subaquatic and aquatic vegetation, secondary vegetation, weed community, and grassland. Most of the area is occupied by orchards and farmland. The weed community is the most extensive in the area, followed by induced grassland and tropical deciduous forest.

Conclusions: The area has been radically changed by anthropic activities, only 8% of the original vegetation remains.

Key words: floristic, floristic list, richness, tropical forest.

Introducción

En el territorio mexicano se encuentran casi todos los tipos de vegetación reconocidos en el mundo, existiendo además una alta diversidad de especies (Rzedowski, 1991). A nivel mundial se le considera un país megadiverso y desde el punto de vista florístico ocupa el cuarto lugar, ya que cuenta entre 21,841 a 26,495 especies de plantas fanerógamas (CONABIO, 2014; Villaseñor y Ortiz, 2014), cifras que podrían variar, ya sea por los nuevos registros, o bien por aquellas especies que se extingan (Flores-Villela y Gerez-Fernández, 1994).

En cuanto a riqueza florística, Veracruz es uno de los estados con mayor número de especies junto con Oaxaca, Chiapas, Jalisco y Guerrero (Villaseñor y Ortiz, 2014), registrándose a la fecha cerca de 8400, además de una gran variación paisajista y cultural (Castillo-Campos et al., 2011). El estado presenta también un gran número de tipos de vegetación y ecosistemas registrados para México que van desde los de alta montaña hasta los de zonas costeras (Vázquez-Torres et al., 2010). Cerca de 50% de las especies en el estado son hierbas, debido probablemente a la gran perturbación que ha avanzado en más de 85% ocasionando que varios tipos de vegetación estén en riesgo de desaparecer completamente. Más de 400 especies de plantas están en riesgo de las cuales, cerca de 25% son endémicas al estado (Castillo-Campos et al., 2011).

El conocimiento y análisis de la diversidad biológica es fundamental para determinar la estructura y función de las comunidades (Cruz-Elizalde y Ramírez-Bautista, 2012), resultando muy conveniente y útil en la valoración de la biodiversidad (Moreno, 2001). De esta manera, es prioritario contar con información actualizada del registro de especies, así como de su estado de conservación. Por otra parte, los estudios de vegetación constituyen una herramienta fundamental en la planeación territorial, sobre el uso y manejo de los recursos naturales y su sustentabilidad (Riba, 1993).

En México, el conocimiento florístico y de sus comunidades vegetales es aún incompleto puesto que quedan muchas áreas inexploradas donde la información florística es escasa. El acelerado desarrollo urbano no planificado ha restado gradualmente superficie a los ecosistemas; este desarrollo, aunado a las áreas cultivadas, ha impactado severamente en áreas de vegetación nativa como vegetación de galería, selvas, bosque de encinos, manglares y otros (Benítez et al., 2004). El estado de Veracruz es quizá uno de los estados del país con más deterioro ambiental y presenta el reto de proteger lo poco que aún queda y restaurar algunos ecosistemas en peligro de desaparición (Castillo-Campos et al., 2003).

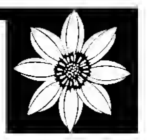
El municipio Álamo Temapache no escapa a esos problemas y carece de un conocimiento actualizado de su flora. Sin embargo, existen algunos trabajos importantes relacionados con el área de estudio como el de Puig (1974), en la Huasteca, que incluye la parte norte del estado de Veracruz, donde se clasificó la vegetación de manera general y se realizó un listado florístico. Martínez y Ojeda (1977) realizaron en la parte sur del estado de Tamaulipas un estudio florístico. Basáñes et al. (2008) mencionan la composición florística y estructura arbórea de la selva mediana subperennifolia en el ejido "El Remolino", en Papantla, Veracruz. Otro trabajo es el de Gutiérrez-Báez (1993) que presenta una lista florística de los municipios de Pánuco, Pueblo Viejo y Tampico Alto; además, clasifica la vegetación en selva baja espinosa, selva mediana subcaducifolia, encinar de *Quercus oleoides* y vegetación acuática con seis comunidades: dunas, hidrófitas libremente flotantes, hidrófitas flotantes arraigadas al fondo, hidrófitas emergentes, riparia y manglar.

Ante las amenazas de daño ambiental que enfrenta el municipio Álamo Temapache, el presente trabajo tiene como objetivo documentar la riqueza florística, las formas biológicas de su flora y describir la vegetación y su distribución dentro de este municipio, contribuyendo al conocimiento de los recursos naturales del estado de Veracruz.

Materiales y Métodos

Área de estudio

El municipio Álamo Temapache se encuentra en la zona norte del estado de Veracruz, limita al norte con los municipios de Tepetzintla, Cerro Azul y Tamiahua, al este con



Tuxpan, al sur con Tihuatlán, Castillo de Teayo y el estado de Puebla, al suroeste con Ixhuatlán de Madero y al oeste con Chicontepec (Fig. 1). Se ubica en la región Huasteca Baja, entre los paralelos 20°47' y 21°12'N y los meridianos 97°30' y 97°56'W, con una altitud entre 10 y 500 m (SEFIPLAN, 2014). Ocupa una superficie de 1280.62 km², cifra que representa 1.8% de la del estado (INEGI, 2014).

El clima, de acuerdo con la clasificación de Köppen adaptada para el territorio mexicano por García (1998), es cálido húmedo (Am) y cálido subhúmedo (Aw); se presentan lluvias abundantes en los meses de junio a septiembre. La temperatura máxima anual es de 39 °C y la mínima de 12 °C y su precipitación pluvial media anual es de 1091 mm. Este municipio pertenece a la provincia florística de la Costa del Golfo de México, que se extiende a lo largo de los estados de Veracruz y Tabasco y áreas vecinas, con clima cálido y dominancia de vegetación tropical (Rzedowski, 1978). Los suelos son de tipo Feozem, Regosol y Vertisol (SEFIPLAN, 2009). Se ubica en la cuenca del río Tuxpan cuya corriente nace en el estado de Hidalgo con el nombre del río Pantepec, a una elevación de 2750 m s.n.m., que al confluir con el río Vinazco es conocido como río Tuxpan y desemboca en el Golfo de México, en el municipio Tuxpan (Rosas-Sánchez, 2011).

Figura 1: Mapa de ubicación del municipio Álamo Temapache, Veracruz.

Trabajo de gabinete

Con el apoyo de fotografías aéreas blanco y negro escala 1: 50 000, el portal de internet del servidor público y gratuito Google Earth y las cartas topográficas F14D45, F14D54 y F14D55 del Instituto Nacional de Geografía y Estadística (INEGI, 2013), se delimitó el área de estudio. Posteriormente se definieron rutas de colecta y reconocimiento, asegurándose que abarcasen los diferentes tipos de comunidades vegetales y ambientes detectados en el mapa de vegetación escala 1: 180 000 del Instituto Nacional de Geografía y Estadística (INEGI, 2013).

Trabajo de campo

Con el propósito de documentar el mayor número de especies de la flora vascular, se recolectaron muestras de plantas y se registró la presencia de las especies en los diferentes tipos de vegetación, durante los años 2013 y 2014 en las cuatro estaciones del año. Los recorridos de colecta se determinaron en trayectos que incluyeran varios tipos de vegetación. Se realizaron 18 salidas al campo y 22 recorridos, considerándose al menos dos visitas por tipo de vegetación. Los datos de colecta incluyen el sitio en la comunidad vegetal, plantas asociadas, forma de vida, datos de altitud y coordenadas. El material se herborizó de acuerdo al método descrito por Sánchez-González y González-Ledezma (2007), y se depositó en el herbario ANSM de la Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro", ubicado en la ciudad de Saltillo, Coahuila. Los duplicados fueron distribuidos a otros herbarios, principalmente MEXU y CIIDIR. La determinación de las muestras herborizadas se llevó a cabo mediante la utilización de las Floras de Veracruz, del Bajío y de Regiones Adyacentes y del Valle de Tehuacán-Cuicatlán, comparándose con otros ejemplares de herbario y confirmándose con especialistas en diferentes grupos.

Se elaboraron listas parciales para cada una de las agrupaciones vegetales, con las cuales se preparó una matriz de datos en Excel, que sirvió de base para preparar el listado florístico total (Apéndice). Los nombres científicos están citados de acuerdo a las bases de datos de Tropicos del Missouri Botanical Garden (TROPICOS, 2015) y The Plant List del Real Jardín Botánico de Kew (The Plant List, 2015). Las categorías de familia, género y especie se arreglan alfabéticamente en el listado y la clasificación sigue el criterio propuesto por APG IV (APG, 2016).

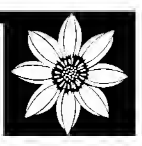
Para establecer en forma preliminar los tipos de vegetación en el área de estudio se emplearon las cartas de uso de suelo de la serie 5 (INEGI, 2013). En campo se establecieron 25 puntos de control para verificar la información de las cartas y crear un mapa de vegetación en base a datos reales y actualizados. En el reconocimiento de los tipos de vegetación se aplicó el criterio fisionómico-florístico presentado por Rzedowski (1978) y la guía de interpretación de cartografía de uso del suelo y vegetación (INEGI, 2009).

Por medio del paquete informático QGIS 2.6 Brighton (2014) se elaboró un mapa escala 1: 200 000 de vegetación y uso del suelo del municipio. Se empleó la proyección en grados decimales (Datum: WGS84), luego se digitalizó sobre la imagen de satélite de Google Earth a una escala de 1: 4000, lo que permitió generar una capa de polígonos, información con la cual se configuró un mapa de vegetación.

Resultados

Flora

Se registraron para el municipio 753 especies, distribuidas en 491 géneros pertenecientes a 124 familias (Cuadro 1), de un total de 1450 números de colecta. La lista completa se presenta en el Apéndice. Las Pteridophyta están representadas por 21 especies (2.78%) del total del listado y las Pinophyta por tres (0.39%). En las Magnoliophyta, las Magnolides conforman 2.12%, las Monocotiledóneas 21.5% y las Eudicotiledóneas 73.1%, siendo estas últimas las más numerosas. Se localizaron siete especies listadas en la NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2010). Dos se encuentran en la categoría "En Peligro de extinción": 1) la "palma de la virgen" (*Dioon edule* Lindl.), cuya distribución se restringe a peñascos o laderas pronunciadas del bosque tropical subperenifolio y subcaducifolio y 2) *Cedrela odorata* L., el "cedro rojo", "Sujeta a pro-



Cuadro 1: Representación de la flora vascular en el municipio Álamo Temapache, Veracruz.

División	Clase	Familias	Géneros	Especies
Pteridophyta (Helechos y afines)		10	16	21
Pinophyta (Gymnospermas)		3	3	3
Magnoliophyta (Angiospermas)	Magnolides	5	11	16
	Monocotiledóneas	22	93	162
	Eudicotiledóneas	84	368	551
Totales		124	491	753

tección especial", se le encuentra como árboles aislados en potreros y áreas de cultivo y en ocasiones cultivada. Cuatro especies están en la categoría de "Amenazadas:" 1) *Astronium graveolens* Jacq., 2) *Bravaisia integerrima* (Spreng.) Standl., 3) *Chamaedorea elegans* Mart. y 4) *Chamaedorea ernesti-augusti* H. Wendl., distribuidas en el bosque tropical perennifolio.

En el Cuadro 2 se enlistan los datos de las familias más numerosas y se comparan con la información a nivel nacional. El análisis de la riqueza de géneros y especies por familia en el municipio permitió conocer que las más numerosas son Fabaceae (39 géneros/70 especies), Asteraceae (43/52), Poaceae (30/52), Malvaceae (27/38), Euphorbiaceae (14/35), Solanaceae (10/19), Rubiaceae (12/17), Apocynaceae (13/16), Bignoniaceae (10/10), Lamiaceae (9/15), Acanthaceae (9/14) y Verbenaceae (9/14). Este conjunto concentra 50% del total de especies encontradas. Respecto a las formas de crecimiento,

Cuadro 2: Familias de plantas mejor representadas en el municipio Álamo Temapache, Veracruz.

Familia	Géneros	Especies	Géneros en México	Número de especies en México	Porcentaje géneros/spp. en Álamo Temapache
Asteraceae	43	52	346	3021[1]	12.4/1.7
Fabaceae	39	70	135	1724[2]	28.8/4.0
Poaceae	30	52	166	1187[1]	18/4.3
Malvaceae	27	38	55	382[3]	49/9.9
Euphorbiaceae	14	35	43	782[4]	32.5/4.4
Apocynaceae	13	16	50	385[6]	26/4.1
Rubiaceae	12	17	93	593[1]	12.9/2.8
Solanaceae	10	19	33	430[1]	30.3/4.4
Bignoniaceae	10	10	27	80[7]	37/12.5
Lamiaceae	9	15	31	530[1]	29/2.8
Acanthaceae	9	14	39	400[5]	23/3.5
Verbenaceae	9	14	26	286[8]	34.6/4.8

Fuente: [1]Villaseñor, 2004; [2]Sousa y Delgado, 1998; [3]Fryxell, 1998; [4]Steinmman, 2002; [5] Daniel, 1992; [6]Juárez-Jaimes et al., 2007; [7]Martínez y Ramos, 2012; [8]Willmann et al., 2000.

las hierbas fueron las más abundantes con 44.35%, donde Asteraceae y Poaceae son las familias que contribuyeron con el mayor número de especies. Los arbustos representan 21.11%, en los que Euphorbiaceae, Rubiaceae y Malvaceae aportan el más alto número de elementos. Los árboles contribuyen con 15.67%, con las familias más importantes: Fabaceae y Euphorbiaceae. Los bejucos aportan 12.88%, con amplia representación de Apocynaceae, Bignoniaceae y Fabaceae. Las epífitas agrupan 5.04%, con mayores registros de las familias Bromeliaceae y Orchidaceae. Las parásitas contribuyen con 0.92% donde sobresalen Loranthaceae y Santalaceae.

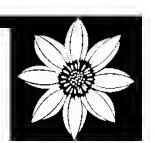
La evaluación de la distribución de las especies por tipos de vegetación para el municipio revela que la comunidad vegetal de malezas arvenses registra el mayor número de especies (364), seguidos por el bosque tropical subcaducifolio (282), vegetación secundaria (241), bosque tropical perennifolio (228), palmar (118), vegetación acuática y subacuática (210) bosque de encino (207), y pastizal (199).

Vegetación

El área ha sido modificada radicalmente por actividades antrópicas dado que solo 8.23% de la superficie cuenta con vegetación original, por lo que en la actualidad solo quedan áreas relicto. Se reconocieron siete tipos de vegetación, basados en la nomenclatura utilizada por Rzedowski (1978): bosque tropical perennifolio, bosque tropical subcaducifolio, bosque de *Quercus*, pastizal inducido, vegetación acuática y subacuática, palmar, vegetación secundaria, además de las comunidades de malezas.

El bosque tropical perennifolio presenta una estructura compleja, los árboles dominantes miden entre 20 y 30 metros de alto y durante todo el año conservan las hojas. Se presenta una gran cantidad de bejucos y plantas epifitas, mientras que los estratos arbustivo y herbáceo son escasos. Este tipo de vegetación ocupa una superficie aproximada de 1302 ha, lo cual representa cerca de 1% del territorio municipal. Se localiza en laderas y barrancas en cerros del Noreste y Suroeste del área de estudio y se encuentra severamente fragmentado y entremezclado con el bosque tropical subcaducifolio. Se desarrolla sobre suelos aluviales profundos y bien drenados, aunque también pueden llegar a inundarse. Los árboles tienen troncos rectos con contrafuertes y copas más o menos esféricas. Algunos de los más frecuentes son *Astronium graveolens*, *Manilkara zapota* (L.) P. Royen, *Swietenia macrophylla* King, *Oreopanax guatemalensis* (Lem. ex Bosse) Decne. & Planch., *Robinsonella mirandae* Gómez-Pompa, *Spondias mombin* L., *Ficus pertusa* L. f., *Brosimum alicastrum* Sw. y *Trichilia havanensis* Jacq. Los arbustos más comunes son *Bunchosia biocellata* Schltdl., *Forestiera rhamnifolia* Griseb., *Plumbago auriculata* Lam. y *Piper auritum* Kunth. Los bejucos más abundantes son *Cissampelos tropaeolifolia* DC., *Turbina corymbosa* (L.) Raf., *Hiraea fagifolia* (DC.) A. Juss., *Dioscorea convolvulacea* Schltdl. & Cham. y *Heteropterys brachiata* (L.) DC., entre otras. Las epifitas más frecuentes son *Tillandsia* spp., *Monstera* spp., *Rhipsalis baccifera* (Sol.) Stearn, *Stelis ciliaris* Lindl. y *Epidendrum stamfordianum* Bateman. En el estrato herbáceo destacan *Begonia cucullata* Willd., *Chamaedorea elegans*, *Syngonium sagittatum* G.S. Bunting, *Lasiacis ruscifolia* (Kunth) Hitchc., *Heliconia schiedeana* Klotzsch, *Maranta arundinacea* L., *Pteris vittata* L. y *Tectaria heracleifolia* (Willd.) Underw.

El bosque tropical subcaducifolio se caracteriza por la pérdida de follaje de un gran número de los elementos arbóreos. Los árboles de esta comunidad son de dosel cerrado, de 12 a 20 m de alto, un estrato arbustivo de 3 a 6 m y un herbáceo esparcido de hasta 1.5 m. Comparte muchas características en fisionomía y en requerimientos climáticos con el bosque tropical perennifolio. Ocupa unas 6333 ha, que representan 4.9% del área. Se distribuye sobre zonas altas de los cerros como pequeños relictos aislados de vegetación natural. Los suelos son muy someros con drenaje rápido debido a la fuerte pendiente de los terrenos. Los elementos arbóreos más frecuentes son *Castilla elastica* Sessé, *Spondias mombin*, *Oreopanax guatemalensis*, *Guazuma ulmifolia* Lam., *Piscidia carthagenensis* Jacq., *Bursera simaruba* (L.) Sarg., *Ceiba pentandra* (L.) Gaertn., *Brosimum alicastrum* y *Dendropanax arboreus* (L.) Decne. & Planch. Los bejucos son



abundantes, sobre todo en zonas perturbadas, algunos de los más comunes son *Agdestis clematidea* Moc. & Sessé ex DC., *Ipomoea squamosa* Choisy, *Canavalia villosa* Benth., *Paullinia fuscescens* Kunth, *Dolichandra unguis-cati* (L.) L.G. Lohmann y *Urvillea ulmacea* Kunth, entre otras. Epífitas comunes son *Vittaria lineata* (L.) Sm., *Tillandsia schiedeana* Steud., *Epidendrum stamfordianum*, *Monstera deliciosa* Liebm. y *Syngonium neglectum* Schott. Se localizaron en esta comunidad dos plantas parásitas: *Psittacanthus rhynchacanthus* (Benth.) Kuijt y *Bdallophytum americanum* (R.Br.) Eichler ex Sloms, esta última parasitando a *Protium copal* (Schltdl. & Cham.) Engl. Las formas arbustivas más frecuentes son *Justicia brandegeeana* Wassh. & L.B. Sm., *Eugenia capuli* (Schltdl. & Cham.) Hook. & Arn., *Piper auritum*, *Pisonia aculeata* L., *Randia armata* (Sw.) DC., *Odontonema nitidum* (Jacq.) Kuntze y *Chamaedorea tepejilote* Liebm. El estrato herbáceo está formado usualmente por *Calea urticifolia* (Mill.) DC., *Vernonia arctioides* Less., *Maranta gibba* Sm., *Chromolaena odorata* (L.) R.M. King & H. Rob., *Leptochloa scabra* Nees y *Pteris vittata.*

El bosque de encino se caracteriza por estar formado por un estrato arbóreo de 6 a 15 m de alto, dominado por elementos del género *Quercus* L., un arbustivo de 1 a 5 m, de escaso a denso y un herbáceo más o menos denso de plantas de 10-30 cm de alto. Es una comunidad fragmentada que ocupa una superficie cercana a las 264 ha, que representa cerca de 0.2% de territorio del municipio. La mayor superficie se localiza en el Llano del Tigre; otras pequeñas áreas aisladas están cercanas a los poblados de Buena Vista, Hermenegildo Galeana, Ojital Ciruelo, Tierra Blanca y Potrero del Llano. Los suelos son arcillosos y someros, sobre roca basáltica, con mal drenaje y fácilmente inundables en temporada de lluvias. La especie arbórea dominante es el encino blanco (*Quercus oleoides* Schltdl. & Cham.). Además, se pueden encontrar frecuentemente árboles como *Bursera simaruba*, *Castilla elastica*, *Piscidia carthagenensis*, *Cedrela odorata*, *Enterolobium cyclocarpum* (Jacq.) Griseb. y *Coccoloba barbadensis* Jacq. En el estrato arbustivo destacan *Randia armata*, *R. obcordata* S. Watson, *Bromelia karatas* L., *B. pinguin* L., *Acacia cornigera* (L.) Willd., *Xylosma flexuosa* (Kunth) Hemsl. y *Croton cortesianus* Kunth. El componente herbáceo es abundante, principalmente en claros del bosque. Algunas de las especies más evidentes son *Calea urticifolia*, *Brachiaria distachya* (L.) Stapf, *Desmodium tortuosum* (Sw.) DC., *Triumfetta lappula* L., *Malvastrum americanum* (L.) Torr. y *Andropogon bicornis* L.

La vegetación acuática y subacuática está conformada por vegetación riparia, popal, tular y carrizal, y vegetación flotante sumergida. A continuación, se presenta cada una de ellas.

a) La vegetación riparia está formada por una serie de comunidades vegetales que se desarrollan en el margen de cuerpos y corrientes de agua, por lo general no mayores a los 300 m de ancho. En estos hábitats se presentan comunidades formadas por árboles de copa media, un estrato arbustivo denso y un estrato herbáceo abundante. Ocupa una superficie aproximada de 1998 ha, equivalente a cerca de 1.5% de la superficie municipal. Se encuentra sobre los márgenes del río Pantepec, principal río que recorre el municipio de oeste a este. Esta vegetación se presenta también sobre arroyos, canales y remansos del mismo. Se ubica sobre suelos aluviales, en áreas planas o con pendientes suaves de 1 a 25%. La composición del estrato arbóreo está constituida generalmente por *Salix humboldtiana* Willd., *Populus mexicana* Wesm. ex DC., *Ficus insipida* Willd., *Maclura tinctoria* (L.) D. Don ex Steud., *Pithecellobium dulce* (Roxb.) Benth. e *Inga vera* Willd. El estrato arbustivo está formado por plantas de 30 a 150 cm de alto, las especies más frecuentes son *Arundo donax* L., *Piper amalago* L., *Solanum erianthum* D. Don, *Costus pulverulentus* C. Persl, *Ricinus communis* L. y *Cnidoscolus multilobus* (Pax) I.M. Johnst. Dentro de las herbáceas más frecuentes se encuentran *Paspalum distichum* L., *Acmella repens* (Walter) Rich. ex. Pers., *Ludwigia octovalvis* (Jacq.) P.H. Raven, *Lobelia cardinalis* L. y *Potamogeton foliosus* Raf.
b) El popal está formado por plantas enraizadas en el suelo que emergen del agua por inundación (Rzedowski,

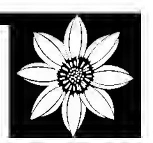
1978). Este tipo de vegetación cubre superficies pantanosas, de agua dulce estancada o de poca corriente, de 0.5 a 1 m de profundidad. Todas las plantas son herbáceas de 1 a 3 m de alto; en el municipio se encuentran a orillas de pequeños esteros o canales artificiales, ocupando entre una a dos hectáreas. Las especies más frecuentes son *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, *Thalia geniculata* L., *Alisma subcordatum* Raf., *Maranta arundinacea*, *Pontederia sagittata* C. Presl y *Canna glauca* L.

c) El tular y carrizal están constituidos por agrupaciones densas de plantas acuáticas, enraizadas en el fondo poco profundo de cuerpos de agua de corriente lenta o estacionarios, formadas fundamentalmente por especies de hojas largas y angostas (monocotiledóneas), alcanzando los tres metros y una densidad alta. Su distribución en el municipio es discontinua, rara vez sobrepasan una hectárea de cobertura. Es frecuente que una especie sea dominante excluyendo a cualquier otra, recibiendo el nombre de acuerdo al género que lo habita: tular formado por *Typha domingensis* Pers. y carrizal formado por *Arundo donax*, especie dominante que crece a orillas de río o en lugares con humedad.

d) La vegetación flotante y sumergida, que agrupa las plantas acuáticas que flotan o se mantienen normalmente por debajo de la superficie del agua, se encuentra en pequeños cuerpos de agua estancada o con corriente lenta, no sobrepasando 1.5 metros de profundidad y una hectárea de extensión. Entre las especies más comunes están *Pistia stratiotes* L., *Eichhornia crassipes*, *Nelumbo lutea* Willd., *Nymphaea alba* L., *Nymphoides peltata* (S.G. Gmel.) Kuntze, *Lemna aequinoctialis* Welw. y *Marsilea macropoda* Engelm. ex A. Braun. La vegetación sumergida comprende vegetales arraigados o sin fijarse al substrato, que se mantienen debajo de la superficie de agua, como *Potamogeton foliosus*, entre los más frecuentes.

El palmar es la comunidad dominada por *Sabal mexicana* Mart., que presenta una distribución discontinua, ocupando una superficie cercana a 334 ha. Usualmente se le encuentra cercana a poblados, al parecer es favorecida por actividades antrópicas, ocupa solo cerca de 0.02% de superficie del municipio. Por su fisonomía, el palmar es un bosque de hasta 15 metros de alto, con abundancia de la palma (*Sabal mexicana*), con árboles esporádicos de *Piscidia carthagenensis, Guazuma ulmifolia, Cedrela odorata, Bursera simaruba, Enterolobium cyclocarpum, Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit, *Dendropanax arboreus* y *Pithecellobium dulce.* En algunas áreas el estrato arbustivo puede estar presente con elementos de *Acacia cornigera* (L.) Willd., *Randia obcordata*, *Cassia occidentalis* L., *Calliandra grandiflora* (L'Hér) Benth., *Xylosma flexuosa* y *Curatella americana* L. En otras ocasiones un pastizal es el dominante. El estrato herbáceo es comúnmente compuesto por *Panicum trichidiachne* Döll, *Centrosema virginianum* (L.) Benth., *Malvastrum americanum* (L.) Torr., *Paspalum fasciculatum* Willd. ex Flüggé, *Setaria parviflora* (Poir.) Kerguélen y *Amaranthus spinosus* L.

El pastizal es una comunidad resultado de la perturbación antropogénica al eliminar los elementos arbóreos y arbustivos de la vegetación original para actividades ganaderas, llamándolos potreros. Actualmente cubre una superficie de cerca de 36,159 ha, lo cual representa 28.2% del área. Se encuentra principalmente en la parte norte del municipio sobre pequeñas pendientes y partes bajas. En el estrato arbóreo permanecen algunos árboles aislados y dispersos, los cuales son relictos de la vegetación original, que fueron dejados para proporcionar sombra al ganado o como cercas vivas, encontrándose también especies introducidas. Algunos de los más frecuentes son *Enterolobium cyclocarpum*, *Casuarina equisetifolia* L., *Manilkara zapota*, *Leucaena pulverulenta* (Schltdl.) Benth., *Bravaisia integerrima*, *Terminalia catappa* L. y *Parkinsonia aculeata* L. En el estrato arbustivo son comunes *Acacia farnesiana* (L.) Willd., *Nopalea dejecta* (Salm-Dyck) Salm-Dyck, *Zanthoxylum fagara* (L.) Sarg. En el estrato herbáceo, que es el dominante, es frecuente encontrar *Axonopus compressus* (Sw.) P. Beauv., *Cynodon plectostachyus* (K. Schum.) Pilg., *Panicum maximum* Jacq., *Cyperus ochraceus* Vahl, *Capraria frutescens* (Mill.) Britten, *Mimosa pudica* L. y *Malvastrum coromandelianum* (L.) Garke.



La vegetación secundaria, llamada localmente milcahual, es consecuencia de la agricultura migratoria, puede encontrarse en diferentes etapas de sucesión, por lo que su composición y estructura difiere de acuerdo a su edad. Ocupa una superficie aproximada de 5125 ha y representa 4% del territorio. El estrato arbóreo es escaso, algunas de las especies frecuentes son *Parmentiera aculeata* (Kunth) Seem., *Diphysa americana* (Mill.) M. Sousa, *Bravaisia integerrima*, *Annona muricata* L., *Ehretia anacua* (Terán & Berland.) I.M. Johnst., *Eugenia acapulcensis* Steud. y *Achatocarpus nigricans* Triana. En el estrato arbustivo se encuentra una diversidad de especies, donde es frecuente *Pisonia aculeata*, *Randia armata*, *Solanum hirtum* Vahl, *Curatella americana*, *Muntingia calabura* L., *Calliandra grandiflora* y *Annona globiflora* Schtdl. En el estrato herbáceo suelen estar presentes *Heliotropium angiospermum* Murray, *Chromolaena odorata*, *Solanum americanum* Mill., *Crotalaria retusa* L., *Abutilon trisulcatum* (Jacq.) Urb. y *Petiveria alliacea* L.

Las comunidades de malezas arvenses están dominadas principalmente por plantas herbáceas que crecen en lugares perturbados. Álamo es un municipio con gran desarrollo en agricultura, sobresaliendo por la producción de cítricos y una extensa área cultivada (Aguilar, 2012) que es de aproximadamente 70,672 ha, 55.2% del municipio. Algunos de los cultivos más importantes son naranja, mandarina, papaya, mango, plátano, chile, entre otros, por lo que el número de malezas es muy extenso, tanto las que se encuentran en los cultivos (arvenses), como las de orillas de caminos y poblados (ruderales). El estrato arbustivo está constituido por plantas semileñosas, que presentan una altura máxima de 2 m. Algunas de las especies más abundantes son *Cajanus cajan* (L.) Huth, *Ricinus communis*, *Abelmoschus esculentus* (L.) Moench, *Croton fruticulosus* Engelm. ex Torr. y *Muntingia calabura*. En el estrato herbáceo las especies más frecuentes son *Euphorbia heterophylla* L., *Amaranthus hybridus* L., *Erigeron bonariensis* L., *Parthenium hysterophorus* L., *Tridax procumbens* L., *Bidens pilosa* L., *Tithonia diversifolia* (Hemsl.) A. Gray, *Leonotis nepetifolia* (L.) R. Br. y *Malachra capitata* (L.) L.

Discusión

Florística

Los resultados aquí encontrados concuerdan con lo descrito por Castillo-Campos et al. (2011), quienes mencionan que las familias más diversas para el estado de Veracruz son las compuestas (Asteraceae), las leguminosas (Fabaceae), las gramíneas (Poaceae), las orquídeas (Orchidaceae) y las euforbiáceas (Euphorbiaceae). En general, coinciden con lo reportado para México por Rzedowski (1991) y Villaseñor (2003), destacando las primeras tres, que en conjunto concentran más de la cuarta parte de la flora de la zona de estudio. Fabaceae es la familia con mayor representación de especies, mientras que Asteraceae, de géneros. De acuerdo con Pennington et al. (2006), la riqueza de estos grupos es el patrón seguido en la región neotropical, encontrándose a las leguminosas como elementos frecuentes de las selvas (Trejo, 2010) y las compuestas como plantas indicadoras de áreas perturbadas (Pruski y Sancho, 2004). Por otro lado, familias que en regiones tropicales están bien representadas (Pennington et al., 2006; Trejo, 2010), en este estudio Malvaceae ocupa el cuarto lugar y Euphorbiaceae el quinto. De las 8400 especies estimadas para el estado de Veracruz por Gómez-Pompa et al. (2010), las 753 registradas en el municipio Álamo Temapache representan 8.95%, mientras que sería 2.83% de las 26,495 estimadas para México (CONABIO, 2014). Si se compara con otros estudios florísticos locales, encontramos que la riqueza específica se mantiene alta, como el de Gutiérrez-Báez (1993) para el norte de Veracruz que abarca los municipios de Pánuco, Pueblo Viejo y Tampico Alto, reporta 577 especies (6.8% de la flora estatal); el de Vázquez-Torres et al. (2010), para el Área Natural Protegida de la Sierra de Otontepec 350 especies (4.1% para el estado), y el de Palacios-Wassenaar et al. (2014), para la selva mediana subcaducifolia del centro del estado 230 (2.7% de la flora en Veracruz), con porcentajes más bajos de composición florística.

La zona presenta impactos graves por perturbación antrópica; a pesar de esto, conserva sitios muy reducidos en extensión con las comunidades naturales del área, de acuerdo con lo reportado para Veracruz por Gómez-Pom-

pa (1977). Consideramos que de la superficie total del municipio, que es de 127,937.62 ha, un poco más de la mitad está ocupada por el área agrícola. Cerca de una cuarta parte es pastizal inducido y otra extensión importante es de vegetación secundaria o acahual, usualmente asociado con áreas agrícolas que han sido abandonadas. Estas dos comunidades, propiciadas por actividades humanas, sumadas a las áreas urbanas, ocupan una proporción muy alta de área municipal, quedando menos de 10% con vegetación natural. El bosque tropical subcaducifolio, en la actualidad, se encuentra bien conservado para el centro del estado de acuerdo con lo reportado por Palacios-Wassenaar et al. (2014). Sin embargo, el bosque tropical perennifolio ocupa una superficie muy reducida, está muy deteriorado y se localiza en áreas poco accesibles de algunos cerros. La vegetación acuática y subacuática tienen los valores más bajos, restringidas a corrientes y cuerpos de agua (Cuadro 3, Fig. 2). Aunado a estos valores bajos de lo que queda de vegetación natural, se estima que el bosque tropical subcaducifolio será fuertemente afectado en un futuro y prácticamente eliminado dentro de unos 35 años por efectos del cambio climático (Estrada et al., 2015). Una situación similar ha sido reportada para esta comunidad en Michoacán por Rzedowski et al. (2014).

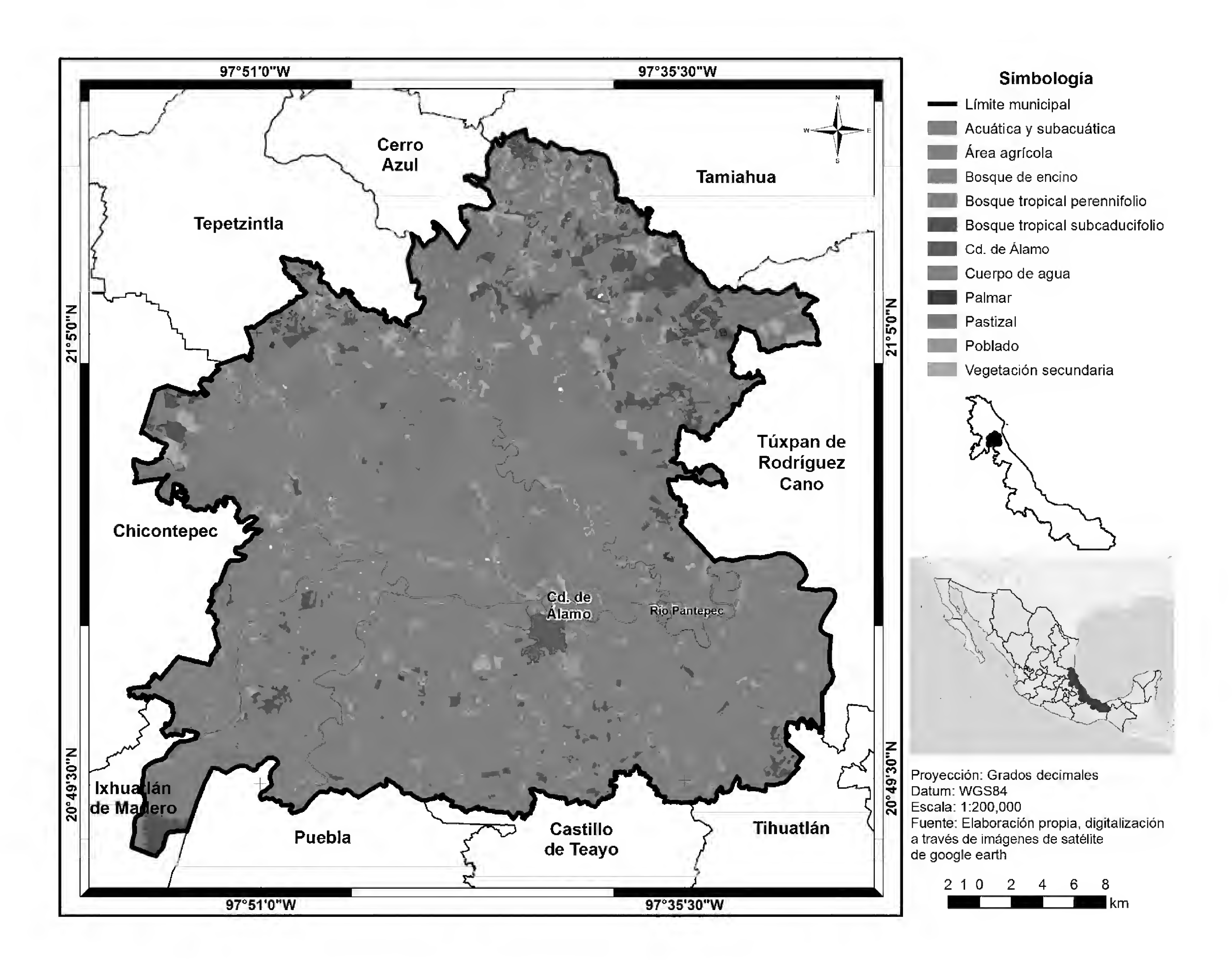


Figura 2: Mapa de vegetación del municipio Álamo Temapache, Veracruz.

Cuadro 3: Superficie calculada para los tipos de vegetación y uso del suelo del municipio Álamo Temapache, Veracruz.

Vegetación y uso del suelo	Superficie (ha)	Porcentaje (%)
Área agrícola y comunidad de malezas arvenses	70,672.172	55.3
Bosque de encino	264.486	0.20
Bosque tropical perennifolio	1302.353	1.01
Bosque tropical subcaducifolio	6333.218	4.95
Cd. de Álamo	568.708	0.44
Cuerpos de agua	1430.694	1.14
Infraestructura	96.665	0.07
Palmar	334.110	0.27
Pastizal	36,159.803	28.2
Poblados	3648.970	2.84
Vegetación acuática y Subacuática	2001.297	1.57
Vegetación secundaria	5125.138	4.01
Total	**128,037.620**	**100**

Como conclusión se puede mencionar que el municipio Álamo Temapache, ubicado en el norte del estado de Veracruz ha tenido una fuerte transformación en sus comunidades vegetales por el uso agrícola, ganadero y urbano, quedando solo áreas reducidas de vegetación natural. El área no había sido debidamente explorada desde el punto de vista florístico, lo que motivó el iniciar un inventario florístico y de vegetación.

Contribuciones de autores

AFC, JAV y AEE diseñaron el estudio y escribieron el protocolo. JAV, AFC, AEE y DJC contribuyeron a la adquisición de datos y la interpretación y la escritura del manuscrito. Todos los autores contribuyeron a la discusión, revisión y aprobación del manuscrito final.

Financiamiento

Este estudio fue apoyado por la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, proyecto 40012100/Plantas endémicas y raras de Coahuila.

Agradecimientos

A los revisores anónimos por su ayuda a la mejora de la presentación del escrito.

Literatura citada

Aguilar, C. E. 2012. Estructura de poder, petróleo y problemática ambiental en Álamo, Veracruz (1913-1938). Tesis de maestría en Historia. Colegio de San Luis, A.C. San Luis Potosí, México. 271 pp.

APG. 2016. Angiosperm Phylogeny Group. An update of the angiosperm phylogeny group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. Botanical Journal of the Linnean Society 18(1): 1-20. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/boj.12385

Basáñez, A. J., J. L. Alanis y E. Badillo. 2008. Composición florística y estructura arbórea de la selva mediana subperennifolia del ejido El Remolino, Papantla, Veracruz. Avances en Investigación Agropecuaria 12(2): 3-21.

Benítez, G., M. T. Pulido-Salas y M. Equihua-Zamora. 2004. Árboles multiusos nativos de Veracruz para reforestación restauración y plantaciones. Comisión Nacional Forestal, Sistema de Investigación del Golfo de México e Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México. 288 pp.

Castillo-Campos, G., J. Robles-González y M. E. Medina-Abreo. 2003. Flora y Vegetación de la Sierra Cruz Tetela, Veracruz, México. Polibotánica 15: 41-87.

Castillo-Campos, G., S. Avendaño-Reyes y M. E. Medina-Abreo. 2011. Flora y vegetación. In: Cruz-Angón, A. (ed.). La biodiversidad en Veracruz, estudio de estado. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 163-180.

CONABIO. 2014. Biodiversidad Mexicana. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (en línea). La Gran Familia. Plantas. http://www.biodiversidad.gob.mx/especies/gran_familia/planta.html (consultado noviembre de 2014).

Cruz-Elizalde, R. y A. Ramírez-Bautista. 2012. Diversidad de reptiles en tres tipos de vegetación del estado de Hidalgo, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 83(2): 458-467.

Daniel, T. F. 1992. Acanthaceae. Mendoncioideae of Mexico. Acta Botanica Mexicana 17: 53-60. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm17.1992.636

Estrada-Contreras, I., M. Equihua, G. Castillo-Campos y O. Rojas-Soto. 2015. Climate change and effects on vegetation in Veracruz, Mexico: an approach using ecological niche modelling. Acta Botanica Mexicana 112: 73-93. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm112.2015.1090

Flores-Villela, O. y P. Gerez-Fernández. 1994. Biodiversidad y conservación en México: Vertebrados, vegetación y uso del suelo. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad. 2a ed. México, D.F., México. 439 pp.

Fryxell, P. A. 1998. A synopsis of the neotropical species of *Triumfetta* (Tiliaceae). In: Mathew, P. y M. Sivadasan (eds.). Diversity and taxonomy of tropical flowering plants. Mentor Books. Calicut, India. Pp. 167-192.

García, E. 1998. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen, para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana. 5ª ed. Instituto de Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 90 pp.

Gómez-Pompa, A. 1977. Ecología de la vegetación del estado de Veracruz. Editorial Continental. México, D.F., México. 91 pp.

Gómez-Pompa, A., T. Krömer y R. Castro-Cortés. 2010. Atlas de la Flora de Veracruz: un patrimonio natural en peligro. Comisión del estado de Veracruz para la conmemoración de la Independencia Nacional y La Revolución Mexicana. Xalapa, México. 528 pp.

Gutiérrez-Báez, C. 1993. Lista Florística del Norte del Estado de Veracruz. (Pánuco, Pueblo Viejo y Tampico Alto). La Ciencia y el Hombre 15: 71-99.

INEGI. 2009. Guía para la interpretación de cartografía uso del suelo y vegetación. Escala 1: 250 000 Serie III. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. México, D.F., México.

INEGI. 2013. Cartografía uso del suelo y vegetación. Escala 1: 50,000 Serie V. 2a ed. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. México, D.F., México.

INEGI. 2014. Anuario Estadístico del estado de Veracruz. Instituto Nacional de Estadística y Geografía. Xalapa, México.

Juárez-Jaimes, V., L. O. Alvarado-Cárdenas y J. L. Villaseñor-Ríos. 2007. La familia Apocynaceae *sensu lato* en México: diversidad y distribución. Revista Mexicana de Biodiversidad 78: 459-482.

Martínez, E. y F. Ojeda. 1977. Vegetación del sureste de Tamaulipas, México. Biótica 2(2): 1-45.

Martínez, E. y C. H. Ramos. 2012. Bignoniaceae. Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán 104: 1-58.

Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T-Manuales y Tesis. Sociedad Entomológica Aragonesa. Zaragoza, España. 81 pp.

Palacios-Wassenaar, O., G. Castillo-Campos, S. M. Vázquez-Torres y S. del Amo-Rodríguez. 2014. Flora vascular de la selva mediana subcaducifolia del centro de Veracruz, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 85: 125-142. DOI: http://dx.doi.org/10.7550/rmb.34663

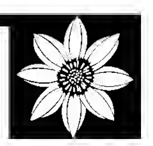
Pennington, R. T., G. P. Lewis y J. A. Ratter. 2006. An overview of the plant diversity, biogeography and conservation of neotropical savannas and seasonally dry forest. In: Pennington, R. T., G. P. Lewis y J. A. Ratter (eds.). Neotropical savannas and seasonally dry forest: Plant diversity, biogeography and conservation. The Systematics Association, CRC Press, Taylor and Francis Group. Boca Raton, USA. Pp. 1-25. DOI: http://dx.doi.org/10.1201/9781420004496.ch1

Pruski, J. F. y G. Sancho. 2004. Asteraceae. In: Smith, N., S. A. Mori, A. Henderson, D. W. Stevenson y S. V. Heald (eds.). Flowering Plants of the Neotropics. Princeton University Press. Princeton, USA. Pp. 33-39.

Puig, H. 1974. Phytogeographie et ecologie de la Huasteca (NE du Mexique). Tesis de doctorado. Université Paul Sabatier. Toulouse, France. 547 pp.

QGIS Development Team. 2014. Quantum GIS Geographic Information System Version 2.6.0-Brighton. Disponible en: http://qgis.osgeo.org (consultado noviembre de 2015).

Riba, R. 1993. Mexican pteridophytes: Distribution and endemism. In: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot, y J. Fa (eds.). Biological diversity of Mexico: origins and distribution. Oxford University Press. Nueva York, USA. Pp. 379-395.



Rosas-Sánchez, A. R. 2011. Selección del sitio, anteproyecto y operación del relleno sanitario de Tuxpan, Ver. Reporte técnico. Universidad Veracruzana. Xalapa, México. 110 pp.

Rzedowski, J. 1978. La vegetación de México. Limusa. México, D.F., México. 432 pp.

Rzedowski, J. 1991. Diversidad y orígenes de la flora fanerogámica de México. Acta Botanica Mexicana 14: 3-21. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm14.1991.611

Rzedowski, J., S. Zamudio, G. Calderón de Rzedowski y A. Paizanni. 2014. El bosque tropical caducifolio en la cuenca lacustre de Pátzcuaro (Michoacán, México). Flora del Bajío y de regiones adyacentes. Fascículo complementario 29: 1-14.

Sánchez-González, A. y M. González-Ledezma. 2007. Técnicas de recolecta de plantas y herborización. In: Contreras-Ramos, A., C. Cuevas-Cardona, I. Goyenechea y U. Iturbide (eds.). La sistemática, base del conocimiento de la biodiversidad. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Pachuca, México. Pp. 123-133.

SEFIPLAN. 2009. Sistema de Información Municipal Álamo Temapache, Veracruz. Secretaría de Finanzas y Planeación del Estado de Veracruz. Xalapa, México.

SEFIPLAN. 2014. Sistema de Información Municipal. Cuadernillos Municipales Álamo Temapache, Veracruz. Secretaría de Finanzas y Planeación del Estado de Veracruz. Xalapa, México.

SEMARNAT. 2010. NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SE-MARNAT-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. Cd. Mx., México. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5173091&fecha=30/12/2010.

Sousa, M. y A. Delgado. 1998. Leguminosas mexicanas: fitogeografía, endemismo y orígenes. In: Ramamoorthy, T. P., R. Bye, A. Lot y J. Fa (eds.). Diversidad Biológica de México: orígenes y distribución. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. Pp. 449-500.

Steinmann, V. W. 2002. Diversidad y endemismo de la familia Euphorbiaceae en México. Acta Botanica Mexicana 61: 61-93. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm61.202.909

Trejo, I. 2010. Las selvas secas del Pacífico Mexicano. In: Cevallos, G., L. Martínez, A. García, E. Espinoza, J. Bezaury y R. Dirzo (eds.). Diversidad, amenazas y áreas prioritarias para la conservación de las selvas secas del Pacífico de México. Fondo de Cultura Económica, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 41-51.

The Plant List. 2015. Version 1.1. http://www.theplantlist.org (consultado noviembre de 2015).

TROPICOS. 2015. Tropicos.org. at Missouri Botanical Garden. http://www.tropicos.org (consultado junio de 2013 a septiembre de 2015).

Vázquez-Torres, S. M., C. I. Carvajal-Hernández y A. M. Aquino-Zapata. 2010. Áreas naturales protegidas. Sierra de Otontepec. In: Benítez-Badillo, G. y C. Welsh- odríguez (eds.). Atlas del patrimonio cultural, histórico y cultural de Veracruz, Patrimonio natural. Comisión del Estado de Veracruz para la Conmemoración de la Independencia Nacional y de la Revolución Mexicana, Gobierno del Estado de Veracruz/Universidad Veracruzana. Xalapa, Veracruz. Pp. 265.

Villaseñor, J. L. 2003. Diversidad y distribución de las Magnoliophyta de México. Interciencia 28: 160-167.

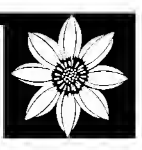
Villaseñor, J. L. 2004. Los géneros de plantas vasculares de la flora de México. Boletín de la Sociedad Botánica de México 75: 105-135.

Villaseñor, J. L. y E. Ortiz. 2014. Biodiversidad de las plantas con flores en (División Magnoliophyta) México. Revista Mexicana de Biodiversidad 85: 134-142. DOI: http://dx.doi.org/10.7550/rmb.31987

Willmann, D., E. Schmidt, M. Heunruch y R. Horst. 2000. Verbenaceae. Flora del Valle de Tehuacán-Cuicatlán 27: 1-75.

Apéndice. Lista florística del municipio Álamo Temapache, Veracruz. Grupo de colectores: Axel Francisco de la Cruz, Alberto Francisco Cruz, Senovio Francisco Cruz, Zeferino Francisco. Se presenta la lista florística en orden alfabético. Se indica por especie, el nombre común (cuando se conoce) (NC), número de colecta (CO), forma de vida (FV). Tipo de vegetación (TV): acuática y subacuática (ACS), malezas arvenses (ARV), bosque de encino (BE), bosque tropical perennifolio (BTP), bosque tropical subcaducifolio (BTS), palmar (PLM), pastizal (PTZ), vegetación secundaria (VSEC). Forma de vida: Arbórea (A), Arbustiva (Ar), Bejuco (B), Epífita (E), Herbácea (H) y Parásita (P). Todas las colectas fueron depositadas en el herbario ANSM.

TAXA	CO	NC	FV	TV
PTERIDOFITAS Y AFINES				
Adiantaceae				
Adiantum tenerum Sw.	32, 48, 389	alfombrilla	H	BTP, BTS, PLM
Adiantum tricholepis Fée	476, 521	alfombrilla	H	BTP, BTS
Anemiaceae				
Anemia adiantifolia (L.) Sw.	14, 639	helecho	H	BTP, BTS
Davalliaceae				
Nephrolepis exaltata (L.) Schott	244	helecho	H	BTP
Equisetaceae				
Equisetum myriochaetum Schltdl. & Cham.	1157	cola de caballo	H	ACS
Hymenophyllaceae				
Trichomanes krausii Hook. & Grev.	1054		E	BTP
Marsileaceae				
Marsilea macropoda Engelm. ex A. Braun	472, 1161	helecho trébol	H	ACS
Polypodiaceae				
Campyloneurum amphostenon (Kunze ex Klotzsch) Fée	1,421,422		E	BTP
Enterosora ecostata (Sodiro) L.E. Bishop	1201	helecho de tronco	E	BTP
Microgramma nitida (J. Sm.) A.R. Sm.	14, 501, 637	calahuala	E	BE, BTP, BTS
Niphidium crassifolium (L.) Lellinger	376		H	BTP
Pteridaceae				
Antrophyum ensiforme Hook.	322		E	BTP
Pellaea atropurpurea (L.) Link	328, 671	alambrito	H	BE, BTP, BTS
Pellaea ovata (Desv.) Weath.	320, 333	alambrito	H	BE, BTP, BTS
Pteris grandifolia L.	508, 1289	helecho grande	H	ACS, ARV, BTP, BTS
Pteris vittata L.	338b, 110	helecho	H	ACS, BTP, BTS
Vittaria lineata (L.) Sm.	325	helecho de cabellera	E	BE, BTP, BTS

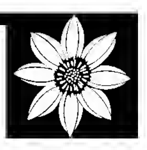


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Selaginellaceae				
Selaginella delicatissima Linden ex A. Braun	438, 1242	helecho de piedra	H	BE, BTP, BTS
Selaginella marginata (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Spring	1264, 1389a	helecho de piedra	H	BTP, BTS
Selaginella pallescens (C. Presl) Spring	337, 638, 1479	selaginela	H	BE, BTP, BTS
Tectariaceae				
Tectaria heracleifolia (Willd.) Underw.	31, 502, 628	lengua de ciervo	H	BE, BTP, BTS
GIMNOSPERMAS				
Cupressaceae				
Thuja occidentalis L.	1245	tuya	Ar	ARV
Podocarpaceae				
Podocarpus matudae Lundell	569, 1478	palmilla	Ar	BTP, BTS
Zamiaceae				
Dioon edule Lindl.	635, 890	palma de la virgen	Ar	BE, BTS
MAGNOLIDES				
Annonaceae				
Annona globiflora Schltdl.	484, 670	anona de monte	Ar	BTS, VSEC
Annona muricata L.	407, 1388	guanábana	A	ARV, BTS, VSEC
Annona reticulata L.	423	anona	A	ARV, BTS
Aristolochiaceae				
Aristolochia sp.	254	moco de guajolote	B	BTS
Lauraceae				
Cassytha filiformis L.	633	bejuco amarillo	B	VSEC
Laurus nobilis L.	33	laurel	A	BE, BTP, BTS
Licaria capitata (Cham. & Schltdl.) Kosterm.	1178	laurelillo	A	BTP
Persea americana Mill.	102	aguacate	A	ARV, BTS
Persea schiedeana Nees	1241	aguacate criollo	A	BTP, BTS
Nymphaeaceae				
Nelumbo lutea Willd.	806	nimpha	H	ACS

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Nymphaea alba L.	1087	nimpha	H	ACS
Nymphoides peltata (S.G. Gmel.) Kuntze	807	nimpha	H	ACS
Piperaceae				
Peperomia blanda (Jacq.) Kunth	668		E	BTP
Piper amalago L.	1024	botones	Ar	BE,VSEC
Piper auritum Kunth	84	coyuntla	Ar	ARV, BTP, BTS
Piper hispidum Sw.	1145	botones	Ar	BTP, BTS
MONOCOTILEDÓNEAS				
Alismataceae				
Alisma subcordatum Raf.	917	hierba de agua	H	ACS
Echinodorus berteroi (Spreng.) Fassett	193		H	ACS
Alstroemeriaceae				
Bomarea edulis (Tussac) Herb.	440, 1031	huevos de gato	B	ARV, BTP
Amaryllidaceae				
Allium glandulosum Link & Otto	824	cebolla de monte	H	ARV
Crinum erubescens Aiton	752	azucena	H	ARV
Hippeastrum sp.	631	amarilis	H	ARV
Scadoxus multiflorus (Martyn) Raf.	834	cerillo	H	ARV
Zephyranthes candida (Lindl.) Herb.	920	lirio de lluvia	H	ARV
Zephyranthes macrosiphon Baker	1032	lirio de lluvia	H	ARV
Araceae				
Caladium hortulanum Birdsey	450	caladio	H	ARV, VSEC
Colocasia esculenta (L.) Schott	823	malango	Ar	ACS
Dieffenbachia seguine (Jacq.) Schott	913	amoena	Ar	ARV
Lemna aequinoctialis Welw.	1215	lenteja de agua	H	ACS
Monstera acuminata K. Koch	243, 460	bejuco de arpón	E	BE, BTP, BTS
Monstera deliciosa Liebm.	248	costilla de Adán	E	BTP, BTS
Monstera lechleriana Schott	636, 675	flor de San Marciano	E	BE, BTP, BTS
Pistia stratiotes L.	1081	lechuga de agua	H	ACS
Spathiphyllum cochlearispathum (Liebm.) Engl.	716, 914	cuna de Moisés	E	ARV, BTP

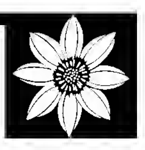


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Spathiphyllum ortgiesii Regel	311	cuna de Moisés	H	ARV
Syngonium neglectum Schott	461, 1205	chapis	E	ACS, BE, BTP, BTS, PTZ
Syngonium podophyllum Schott	65	chapis	E	BTP, BTS
Syngonium sagittatum G.S. Bunting	862, 1166	chapis	H	ACS, BE, BTP, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Arecaceae				
Acrocomia mexicana Karw. ex Mart.	423	coyol	A	BTS, PLM
Astrocaryum mexicanum Liebm. ex Mart.	236, 861	palma cola de sirena	Ar	BE, BTP, BTS
Attalea rostrata Oerst.	300	coyol real	A	BTS, PLM
Chamaedorea elegans Mart.	948	palma fina	H	BE, BTP, BTS
Chamaedorea ernesti-augusti H. Wendl.	958	palmilla cola de sirena	Ar	BE, BTP, BTS
Chamaedorea oblongata Mart.	1091	palmilla de hoja ancha	Ar	BTP, BTS
Chamaedorea oreophila Mart.	314	palmilla	Ar	BTP, BTS
Chamaedorea tepejilote Liebm.	466, 931	palmilla	Ar	BTP, BTS
Cocos nucifera L.	1198	palma cocotera	A	ACS, ARV
Roystonea dunlapiana P.H. Allen	1197	palmera	A	ARV, PTZ
Sabal mexicana Mart.	1248	palma mexicana	A	BTS, PLM
Asparagaceae				
Agave americana L.	964	maguey cenizo	Ar	ARV
Agave fourcroydes Lem.	415	maguey	Ar	ARV
Asparagus setaceus (Kunth) Jessop	321	helecho plumoso	B	ARV, VSEC
Cordyline fruticosa (L.) A. Chev.	420	cordelia	Ar	ARV
Cordyline rubra Otto & A. Dietr.	840	dracena	Ar	ARV, BTP
Echeandia flavescens (Schult. & Schult. f.) Cruden	53, 607	cebollita flor amarilla	H	ARV, PLM, PTZ
Echeandia mexicana Cruden	467, 1034	tule	H	BE, BTP, PTZ
Manfreda variegata (Jacobi) Rose	433		Ar	ARV, BE, BTS
Sansevieria hyacinthoides (L.) Druce	212	espada	H	ARV
Yucca gigantea Lem.	264	izote	A	BE, BTP, BTS
Bromeliaceae				
Aechmea bracteata (Sw.) Griseb.	335	bromelia	E	BE, BTP, BTS
Bromelia karatas L.	277	aguama	Ar	BE, BTP
Bromelia pinguin L.	212	cardon, piñuela	Ar	BE, BTS
Tillandsia balbisiana Schult. f.	672	gallito	E	BE, BTP, BTS, PTZ

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Tillandsia ionantha Planch.	796	gallito	E	BE, BTP, BTS
Tillandsia juncea (Ruiz & Pav.) Poir.	260	gallito	E	BE, BTP, BTS
Tillandsia limbata Schltdl.	676, 1042	gallito	E	BE, BTP, BTS
Tillandsia polystachia (L.) L.	296	gallito	E	BTP, BTS
Tillandsia schiedeana Steud.	468, 649	gallito	E	BE, BTP, BTS
Tillandsia usneoides (L.) L.	247, 859	heno	E	BE, BTP, BTS
Tillandsia utriculata L.	1000	gallito	E	BE, BTP, BTS
Tillandsia viridiflora (Beer) Baker	1043	gallito	E	BE, BTP, BTS
Cannaceae				
Canna glauca L.	873	canna	Ar	ACS
Canna indica L.	360, 851	canna	Ar	ACS
Commelinaceae				
Callisia sp.	1156	hierba del pollo	H	ACS, BE, BTP
Commelina benghalensis L.	377	hierba del pollo	H	ACS, BE, BTP, BTS
Commelina diffusa Burm. f.	409, 852	hierba del pollo	H	BE, BTP, BTS
Commelina erecta L.	474, 1250	hierba del pollo	H	ACS, BE, BTP, BTS
Gibasis geniculata (Jacq.) Rohweder	1155		H	BTP, BTS
Tradescantia pallida (Rose) D.R. Hunt	439		H	BTP
Tradescantia spathacea Sw.	609, 754	cola de pollo	H	ACS, BE, BTP, BTS, VSEC
Tradescantia zebrina Heynh. ex Bosse	73	cola de pollo	H	ACS, ARV, BTP, BTS
Costaceae				
Costus pulverulentus C. Presl	854	caña agria	Ar	ACS
Cyperaceae				
Cyperus alternifolius L.	790	tule papiro	H	ACS, BE, BTS, VSEC
Cyperus digitatus Roxb.	221, 850	tule	H	BE, BTP, BTS
Cyperus esculentus L.	545, 816	tule	H	ACS, ARV, BTS, VSEC
Cyperus ferax Rich.	745	tule	H	BE
Cyperus humilis Kunth	611	tule	H	ACS, ARV
Cyperus iria L.	610, 1210	tule	H	ACS, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Cyperus macrocephalus Liebm.	692, 938	tule	H	ACS, ARV, BTS, BTP, PLM, PTZ
Cyperus ochraceus Vahl	475, 691	tule	H	ACS, ARV, PLM, PTZ, VSEC

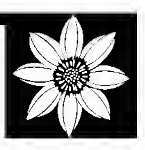


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Cyperus odoratus L.	618	tule	H	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, ACS, VSEC
Cyperus rotundus L.	172	tule	H	ACS, VSEC
Eleocharis filiculmis Kunth	645	junco	H	ACS
Eleocharis interstincta (Vahl) Roem. & Schult.	689, 726	junco	H	ACS
Eleocharis parvula (Roem. & Schult.) Link ex Bluff, Nees & Schauer	762	junco pequeño	H	ACS
Fimbristylis spadicea (L.) Vahl	677, 709		H	ACS, PLM, PTZ
Fuirena simplex Vahl	616, 800		H	ACS, ARV
Scleria setulosociliata Boeckeler	696, 849	navajuela	H	ACS, ARV, BE, PTZ
Dioscoreaceae				
Dioscorea alata L.	13		B	BTP, BTS
Dioscorea convolvulacea Schltdl. & Cham.	713, 1004		B	ACS, BE, BTP, BTS
Dioscorea mexicana Scheidw.	1278		B	BE, BTP, BTS
Heliconiaceae				
Heliconia latispatha Benth.	876	plantanillo	H	BTP
Heliconia pendula Wawra	795	papatlilla	H	BTP
Heliconia rostrata Ruiz & Pav.	751	heliconia	H	BTP
Heliconia schiedeana Klotzsch	652	papatlilla	H	ACS, BTP, BTS
Marantaceae				
Maranta arundinacea L.	234	maranta	H	ACS, BTP
Maranta gibba Sm.	244, 548, 678	papatilla	H	ACS, ARV, BE, BTP, BTS
Thalia geniculata L.	1115	popal	H	ACS
Musaceae				
Musa ornata Roxb.	986	plátano	Ar	ARV
Musa paradisiaca L.	612	plátano	Ar	ARV
Orchidaceae				
Catasetum integerrimum Hook.	481	orquídea	E	BE, BTP
Cohniella ascendens (Lindl.) Christenson	843	orquídea delgada	E	BE
Epidendrum stamfordianum Bateman	1048	orquídea	E	BE, BTP
Myrmecophila tibicinis (Bateman) Rolfe	617, 1241	orquídea hoja dura	E	BE, BTS, BTP

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Oncidium sphacelatum Lindl.	632	flor de santa cruz	E	BTS, BTP
Prosthechea cochleata (L.) W.E. Higgins	1020	orquídea	E	BE, BTP
Stelis ciliaris Lindl.	646	orquídea	E	BE, BTP
Poaceae				
Andropogon bicornis L.	70	cola de zorra	H	BE, PLM, PTZ, VSEC
Andropogon virginicus L.	1222	cola de zorra	H	PTZ
Arundo donax L.	214	carrizillo	Ar	ACS, ARV, VSEC
Axonopus compressus (Sw.) P. Beauv.	1223	pasto alfombra	H	ARV, PTZ
Bambusa vulgaris Schrad. ex J.C. Wendl.	1215	otate amarillo	Ar	ACS, ARV, VSEC
Brachiaria distachya (L.) Stapf	1226		H	ACS, ARV, BE
Brachiaria fasciculata (Sw.) Parodi	161	zacate cosecha	H	ACS, ARV, PTZ
Cenchrus echinatus L.	217	cadillo	H	ARV, PTZ
Chloris barbata Sw.	166, 847	paraguita morada	H	ARV, BE, PTZ
Cynodon dactylon (L.) Pers.	615	zacate gallina	H	ACS, ARV, PLM, PTZ, VSEC
Cynodon plectostachyus (K. Schum.) Pilg.	780	zacate estrella	H	PTZ, VSEC
Dactyloctenium aegyptium (L.) Willd.	176	zacate egipcio	H	ARV, PTZ
Digitaria ciliaris (Retz.) Koeler	703		H	PLM, PTZ
Digitaria sanguinalis (L.) Scop.	163, 683	zacate conejo	H	ACS, ARV, BE, BTS
Digitaria setigera Roth	1233		H	PTZ, ACS
Echinochloa colona (L.) Link	147	arrocillo silvestre	H	ACS, ARV, BE, BTS
Eleusine indica (L.) Gaertn.	158, 550	zacate gallina	H	ARV, PLM, PTZ
Eragrostis capillaris (L.) Nees	753	arrocillo	H	ARV, PTZ
Eragrostis cilianensis (All.) Vignolo ex Janch.	1229	zacate espiguilla	H	ARV
Eragrostis ciliata (Roxb.) Steud.	229	zacate espiga	H	BTS, BTP
Eragrostis hypnoides (Lam.) Britton, Sterns & Poggenb.	641	zacate cadena	H	ARV
Guadua velutina Londoño & L.G. Clark	946	otate	Ar	ACS
Hymenachne amplexicaulis (Rudge) Nees	1215	camalote	H	ACS
Ixophorus unisetus (J. Presl) Schltdl.	621	zacate pitillo	H	PTZ
Lasiacis divaricata (L.) Hitchc.	842, 1230	carricillo	H	ACS, BE, BTS, BTP, PLM
Lasiacis rugelii (Griseb.) Hitchc.	41, 619	carricillo	H	ACS, BE, BTS, BTP
Lasiacis ruscifolia (Kunth) Hitchc.	180, 686	carricillo	H	ACS, BE, BTS, BTP, PLM
Leptochloa filiformis (Pers.) P. Beauv.	605		H	ARV, PTZ
Leptochloa scabra Nees	660		H	ARV, BE, BTS
Melinis repens (Willd.) Zizka	274	cola de zorra	H	ARV

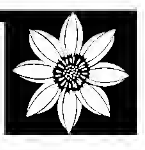


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Muhlenbergia capillaris (Lam.) Trin.	654	cola de zorra	H	ARV, BE
Panicum acuminatum Sw.	1232	zacate cosecha	H	ACS, ARV
Panicum dichotomiflorum Michx.	1199		H	PTZ
Panicum maximum Jacq.	140	zacate guinea	H	PTZ, VSEC
Panicum repens L.	1231		H	ACS, PTZ
Panicum trichidiachne Döll.	1068		H	ARV, PTZ
Paspalum conjugatum P.J. Bergius	620, 983		H	ACS, BE, VSEC
Paspalum distichum L.	63, 485		H	ACS, PTZ
Paspalum fasciculatum Willd. ex Flüggé	1234		H	ACS, ARV, VSEC
Paspalum notatum Flüggé	919	zacate gramma	H	PLM, PTZ
Paspalum urvillei Steud.	128		H	PTZ
Paspalum virgatum L.	1087		H	ARV, PTZ, VSEC
Pennisetum purpureum Schumach.	715, 1222	zacate pluma	H	ACS, ARV
Pennisetum setaceum (Forssk.) Chiov.	1242	zacate gusano	H	ARV, PTZ
Saccharum officinarum L.	680	caña	Ar	ARV
Setaria parviflora (Poir.) Kerguélen	553, 1252	pasto gusano	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Setaria verticillata (L.) P. Beauv.	647		H	ACS, ARV, PLM, PTZ
Sorghum halepense (L.) Pers.	144	zacate johnson	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Sporobolus indicus (L.) R. Br.	665, 841	pasto alambre	H	ARV, PTZ, VSEC
Stenotaphrum secundatum (Walter) Kuntze	1237	pasto colchón	H	ARV, PTZ
Tripsacum dactyloides (L.) L.	159, 688	zacate maicero	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Zea mays L.	1238	maíz	H	ARV
Pontederiaceae				
Eichhornia crassipes (Mart.) Solms	724	lirio acuático	H	ACS
Heteranthera limosa (Sw.) Willd.	1153	lila de agua	H	ACS, ARV
Pontederia sagittata C. Presl	1202		H	ACS
Potamogetonaceae				
Potamogeton foliosus Raf.	725	limo	H	ACS
Smilacaceae				
Smilax aristolochiifolia Mill.	220, 555	zarcilla	B	ACS, BTS, VSEC
Smilax glauca Walter	1042	zarcilla	B	ACS, BTS, VSEC
Smilax spinosa Mill.	483, 996	zarcilla espinosa	B	ACS, BTS, VSEC

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Typhaceae				
Typha domingensis Pers.	599	tule	H	ACS
Zingiberaceae				
Alpinia purpurata (Vieill.) K. Schum.	408	platanillo	Ar	ARV, ACS
EUDICOTILEDÓNEAS				
Acanthaceae				
Blechum pyramidatum (Lam.) Urb.	184, 887	cancerillo	H	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Bravaisia integerrima (Spreng.) Standl.	38, 953, 1299		A	BTS, PTZ, VSEC
Dicliptera brachiata Spreng.	542, 989,1482		H	ARV, PTZ, PLM, VSEC
Dicliptera sexangularis (L.) Juss.	712, 987	nimis	H	ARV, PTZ
Elytraria bromoides Oerst.	800		H	ARV
Elytraria imbricata (Vahl) Pers.	1240	cordoncillo	H	ARV, PTZ, PLM, VSEC
Justicia brandegeeana Wassh. & L.B. Sm.	129, 925	cola de camarón	Ar	BE, BTS
Megaskepasma erythrochlamys Lindau	410	pavoncillo rojo	Ar	ARV
Odontonema callistachyum (Schltdl. & Cham.) Kuntze	667, 1246	canutillo	Ar	BTP, BTS
Odontonemanitidum (Jacq.) Kuntze	992		Ar	BTS
Ruellia inundata Kunth	226	hierba del toro	H	ARV, BTS, PTZ, VSEC
Ruellia lactea Cav.	184, 669	maravilla de monte	H	ACS, ARV, PTZ, VSEC
Ruellia nudiflora (Engelm. & A. Gray) Urb.	68, 539, 1285	maravilla de monte	H	ACS, ARV, BTS, PTZ, VSEC
Thunbergia alata Bojer ex Sims	62	ojo de pájaro	B	VSEC
Achatocarpaceae				
Achatocarpus nigricans Triana	993, 1089	espino blanco	A	BE, BTS, PLM, PTZ
Actinidiaceae				
Saurauia cana B.T. Keller & Breedlove	1029	pipicho	Ar	BTS
Saurauia yasicae Loes.	245, 1167	palo colorado	A	BTS, BTP
Adoxaceae				
Sambucus canadensis L.	881, 1107	sauco	Ar	ARV, VSEC
Viburnum ciliatum Greenm.	44, 552	platanillo	Ar	BE, PLM, VSEC
Viburnum hartwegii Benth.	381, 1477	chilpatillo	Ar	PLM, PTZ, VSEC

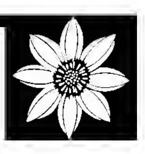


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Amaranthaceae				
Achyranthes aspera L.	546, 882	cola de tejón	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Amaranthus cruentus L.	23, 525	quelite rojo	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Amaranthus hybridus L.	143, 1011	quelite	H	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Amaranthus spinosus L.	157, 447	quelite de puerco	H	ARV, PLM, VSEC
Celosia argentea L.	734	mano de león	H	ARV
Dysphania ambrosioides (L.) Mosyakin & Clemants	170	epazote	H	ARV
Gomphrenaserrata L.	19	amor de soltero	H	ARV
Iresine diffusa Humb. & Bonpl. ex Willd.	130, 470, 1487	velo de novia	H	ACS, ARV, BTS, VSEC
Anacardiaceae				
Astronium graveolens Jacq.	937, 1150	jobillo	A	ARV, BTP, BTS
Mangifera indica L.	1203	mango	A	ACS, ARV
Spondias mombin L.	268, 858	jobo	A	ACS, ARV, BTS, BTP
Spondias purpurea L.	766, 1439	ciruela	A	ARV, BTP
Apiaceae				
Coriandrum sativum L.	156	cilantro de monte	H	ARV
Eryngium foetidum L.	1142	cilantro cimarrón	H	ARV
Eryngium nasturtiifolium Juss. ex F. Delaroche	59	hierba del sapo	H	BE, PTZ
Apocynaceae				
Allamanda cathartica L.	899	copa de oro	B	ARV
Asclepias curassavica L.	8, 991, 1399	flor de sangre	H	ACS, ARV, BTS, PTZ, VSEC
Asclepias oenotheroides Schltdl. & Cham.	1203, 1206	platanitos	H	ARV, PTZ, VSEC
Aspidosperma megalocarpon Müll. Arg.	289, 911	volador	A	BE, BTP, BTS
Catharanthus roseus (L.) G. Don	401	maravilla	H	ARV
Funastrum clausum (Jacq.) Schltr.	402, 944		B	ACS, ARV, VSEC
Gonolobus edulis Hemsl.	1105	cuayote	B	VSEC
Metastelma barbigerum Scheele	524	talayote	B	ACS, VSEC
Nerium oleander L.	367	adelfa	Ar	ARV
Plumeria rubra L.	839	plumeria	A	ARV
Rauvolfia tetraphylla L.	625	mataperros, huesito	H	ACS
Tabernaemontana arborea Rose	1204		A	BTP
Tabernaemontana donnell-smithii Rose	786, 945	cojón de gato	A	BE, BTP, BTS

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Stemmadenia obovata K. Schum.	449	cojón de gato	A	BTP, BTS
Thevetia ahouai (L.) A. DC.	1247	huevos de perro	Ar	ARV
Thevetia peruviana (Pers.) K. Schum.	534	trompetita	Ar	ARV
Araliaceae				
Aralia humilis Cav.	758	hormiguillo	A	BTP
Dendropanax arboreus (L.) Decne. & Planch.	53, 974	palo de agua	A	BTP, BTS
Hydrocotyle verticillata Thunb.	225	sombrerillo americano	H	ACS
Oreopanax guatemalensis (Lem. ex Bosse) Decne. & Planch.	17	cinco hojas	A	BTP
Asteraceae				
Acmella repens (Walter) Rich.	5, 738	apestosa	H	ACS, ARV, PTZ, VSEC
Ageratum conyzoides L.	291		H	ARV, PTZ, VSEC
Ambrosia psilostachya DC.	589, 1008	escobilla	H	ACS, BE, PTZ
Artemisia ludoviciana Nutt.	757	ajenjo	H	ARV, VSEC
Bidens pilosa L.	27, 1344	mozote	H	ARV, PTZ, PLM, VSEC
Calea urticifolia (Mill.) DC.	37, 759	hierba amargoza	Ar	ARV, BE, BTS, PTZ,
Calendula officinalis L.	755	mercadela	H	ARV
Calyptocarpus vialis Less.	739	hierba del caballo	H	PLM, PTZ
Chromolaena odorata (L.) R.M. King & H. Rob.	239, 760	hierba de la cruz	H	ARV, BE, BTS, PTZ, PLM, VSEC
Chrysanthemum morifolium Ramat.	427	crisantemo	H	ARV
Cirsium mexicanum DC.	10	cardo	H	ARV, VSEC
Critonia quadrangularis (DC.) R.M. King & H. Rob.	597, 903	tabaquillo	H	BE, BTS, PTZ, VSEC
Cyanthillium cinereum (L.) H. Rob.	136		H	ACS, ARV, VSEC
Eclipta prostrata (L.) L.	124, 763	clavel de pozo	H	ACS, ARV, PTZ, VSEC
Elephantopus mollis Kunth	924	cebadilla	H	ACS, VSEC
Emilia fosbergii Nicolson	947	lechuguilla roja	H	ARV, VSEC
Emilia sonchifolia (L.) DC.	933	lechuguilla roja	H	ARV, BE
Erechtites hieracifolia Raf.	1056	lechuguilla	H	ARV, BE, VSEC
Erigeron bonariensis L.	558	cola de caballo	H	ARV, PTZ, VSEC
Erigeron canadensis L.	632	cola de caballo	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Fleischmannia incarnata (Walter) R.M. King & H. Rob.	432		H	BTS, PLM, VSEC
Fleischmannia pycnocephala (Less.) R.M. King & H. Rob.	592	hierba de pasmo	H	BTS, PLM, VSEC
Helenium quadridentatum Labill.	551	manzanilla	H	ARV, PTZ, VSEC

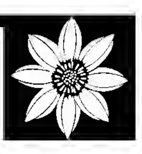


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Lepidaploa tortuosa (L.) H. Rob.	1189		Ar	BE, BTS, PLM, VSEC
Loxothysanus sinuatus (Less.) B.L. Rob.	1035	tzocuitlixíhuitl	H	BTS, BTP
Melampodium divaricatum (Rich.) DC.	188, 459	boton de oro	H	ARV, PLM, VSEC
Melanthera nivea (L.) Small	532	totolquelite	H	BTS, PTZ, VSEC
Parthenium hysterophorus L.	18, 1382	escobilla	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Pluchea rosea R.K. Godfrey	699	hoja de agua	Ar	BTS, VSEC
Porophyllum punctatum (Mill.) S.F. Blake	318	decis	H	ARV, VSEC
Porophyllum ruderale. (Jacq.) Cass.	1036	decis	H	ARV, VSEC
Pseudelephantopus spicatus (Juss. ex Aubl.) C.F. Baker	741, 1324	oreja de conejo	H	ARV, VSEC
Pseudogynoxys chenopodioides (Kunth) Cabrera	307	flor naranja	E	BTS
Sclerocarpus uniserialis (Hook.) Benth. & Hook. f. ex Hemsl.	200, 1050	mozote amarillo	H	ARV, PTZ, PLM, VSEC
Sanvitalia procumbens Lam.	57, 1348	sanvitalia	H	ARV, BTS, VSEC
Senecio salignus DC.	488	azumiate	H	ARV
Senecio vulgaris L.	197	hierba cana	H	ARV
Simsia amplexicaulis (Cav.) Pers.	186	acahual	H	VSEC
Sonchus asper (L.) Hill.	717	lechuguilla	H	ARV
Tagetes erecta L.	426	flor de cempasúchil	H	ARV
Tagetes lucida Cav.	425	flor de cempasúchil	H	ARV
Taraxacum officinale F.H. Wigg.	1002	diente de león	H	ACS, BE, ARV, PTZ
Tithonia diversifolia (Hemsl.) A. Gray	749, 764	girasol	H	ACS, BE, BTS, VSEC
Tridax procumbens L.	774, 1381		H	ACS, ARV, BTS, VSEC
Vernonanthura patens (Kunth) H. Rob.	575, 1009	indio viejo	Ar	BE, BTS, BTP, VSEC
Vernonanthura phosphorica (Vell.) H. Rob.	1173		Ar	BTS, BTP
Vernonia arborescens (L.) Sw.	1172	flor de borla	Ar	BE, BTP, BTS
Vernonia arctioides Less.	270	acaluma cimarrona	Ar	BTP
Xanthium strumarium L.	855	cadillo	Ar	BE
Youngia japonica (L.) DC.	224		H	ARV
Zinnia elegans Jacq.	339, 728	zinia	H	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Zinnia peruviana (L.) L.	975		H	PTZ
Balanophoraceae				
Helosis cayennensis (Sw.) Spreng.	1037		P	BTP, BT
Balsaminaceae				
Impatiens balsamina L.	455, 833	bálsamo	H	ARV

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Basellaceae				
Anredera vesicaria (Lam.) C.F. Gaertn.	687	yedra	E	ARV, VSEC
Begoniaceae				
Begonia barkeri Knowles & Westcott	663	begonia	H	BTP
Begonia cucullata Willd.	791	begonia	H	BTP
Begonia decandra Pav. ex A. DC.	975, 1185	begonia	H	BTP, BTS
Begonia fusca Liebm.	1038	begonia	H	BTP, BTS
Begonia heracleifolia Schltdl. & Cham.	997	begonia	H	BTP
Begonia multistaminea Burt-Utley	908	begonia	H	BTP, BTS
Begonia nelumbonifolia Schltdl. & Cham.	909	begonia	H	BTP, BTS
Bignoniaceae				
Adenocalymma inundatum Mart. ex DC.	42	bejuco	B	BTP, VSEC
Amphilophium paniculatum (L.) Kunth	998, 1055	bejuco prieto	B	BTS, VSEC
Crescentia alata Kunth	922, 767	huaje	A	BE, BTS, VSEC
Dolichandra unguis-cati (L.) L.G. Lohmann	1040	uña de murciélago	B	BTP, BTS, VSEC
Mansoa hymenaea (DC.) A.H. Gentry	1053		B	ARV, PLM, VSEC
Parmentiera aculeata (Kunth) Seem.	112, 1057	chote	A	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Pyrostegia venusta (Ker Gawl.) Miers	902	bignonia de invierno	B	ARV
Spathodea campanulata P. Beauv.	926	tulipán africano	A	ARV, PTZ
Tabebuia rosea (Bertol.) DC.	288	palo de rosa	A	BTP, PTZ
Tecoma stans (L.) Juss. ex Kunth	529, 936	flor de San Juan	Ar	ARV, BTS
Bixaceae				
Cochlospermum vitifolium (Willd.) Spreng.	994	pumpo	A	BE, BTS
Boraginaceae				
Ehretia anacua (Terán & Berland.) I.M. Johnst.	5, 904	raspasombrero	A	BE, BTS, VSEC
Heliotropium angiospermum Murray	12	rabo de alacrán	H	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Heliotropium curassavicum L.	1162	rabo de alacrán	H	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Heliotropium indicum L.	999	rabo de alacrán	H	ARV, PTZ
Heliotropium procumbens Mill.	714	rabo de alacrán	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Nama jamaicensis L.	164, 1186		H	ACS, ARV
Wigandia urens (Ruiz & Pav.) Kunth	736	ortiga de tierra caliente	Ar	ARV

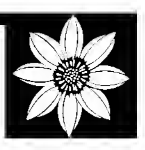


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Brassicaceae				
Brassica nigra (L.) W.D.J. Koch	242	mostaza	H	ARV
Lepidium graminifolium L.	146, 585	berro	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Lepidium virginicum L.	212	lentejilla	H	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Burseraceae				
Bursera graveolens (Kunth) Triana & Planch.	857, 935	chaca	A	BE, BTP, BTS
Bursera simaruba (L.) Sarg.	257	chaca	A	BTS
Protium copal (Schltdl. & Cham.) Engl.	64	copal	A	BE, BTS
Cactaceae				
Acanthocereus pentagonus (L.) Britton & Rose	747, 1187	jacube	E	ARV, BTS, VSEC
Epiphyllum phyllanthus (L.) Haw.	463		E	BTP, BTS
Hylocereus ocamponis (Salm-Dyck) Britton & Rose	761, 1051	pitaya	E	ARV, BE, BTS, PTZ
Hylocereus undatus (Haw.) Britton & Rose	445	pitaya	E	BTS
Lophocereus schottii (Engelm.) Britton & Rose	865	órgano	Ar	ARV, PTZ
Nopalea dejecta (Salm-Dyck) Salm-Dyck	541, 679	nopal	Ar	BE, BTP, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Opuntia ficus-indica (L.) Mill.	748	nopal	Ar	ARV
Opuntia robusta J.C. Wendl.	817	nopal patlacho	Ar	ARV
Rhipsalis baccifera (Sol.) Stearn.	1175	naturaleza	E	BTP, BTS
Selenicereus spinulosus (DC.) Britton & Rose	587, 681	pitaya nocturna	E	BE, BTS, BTP, PLM, PTZ
Campanulaceae				
Diastatea micrantha (Kunth) McVaugh	754		H	ACS,VSEC
Hippobroma longiflora (L.) G. Don	790		H	ACS
Lobelia berlandieri A. DC.	369	lobelia	H	PTZ
Lobelia cardinalis L.	888, 1060	cardenal de laguna	H	ACS, ARC
Lobelia cliffortiana L.	674, 1188	lobelia	H	ACS, BE, BTP, BTS
Lobelia gruina Cav.	1045	flor morada	H	ARV, PTZ
Cannabaceae				
Aphananthe monoica (Hemsl.) J.F. Leroy	254	pipin	A	BE, BTP, BTS
Celtis iguanaea (Jacq.) Sarg.	51, 1190	uña de gato	A	BTP, BTS
Celtis pallida Torr.	543, 931	almez	A	BTP
Trema micrantha (L.) Blume	1133	guasimilla	A	BE, BTP, BTS

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Caricaceae				
Carica papaya L.	1249	papaya	Ar	ARV
Vasconcellea cauliflora (Jacq.) A. DC.	131	papaya amargosa	Ar	ACS, BTS, VSEC
Casuarinaceae				
Casuarina equisetifolia L.	787	pinabeto	A	ARV, PTZ
Celastraceae				
Pristimera celastroides (Kunth) A.C. Sm.	535, 602		Ar	BE, BTS, BTP, PTZ
Cleomaceae				
Polanisia dodecandra (L.) DC.	772	pegajosa	H	ARV, VSEC
Combretaceae				
Terminalia catappa L.	523	almendro	A	BE, BTS, BTP
Connaraceae				
Rourea glabra Kunth	1046		Ar	BTS
Convolvulaceae				
Convolvulus nodiflorus Desr.	1047	remulatero	B	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Evolvulus alsinoides (L.) L.	362	ojitos azules	H	ACS
Evolvulus nummularius (L.) L.	718		H	ACS, BE
Evolvulus prostratus B.L. Rob.	243		H	ARV, BE, PTZ
Ipomoea batatas (L.) Lam.	565	camote	B	ARV
Ipomoea cairica (L.) Sweet	801	campanilla	B	PTZ, VSEC
Ipomoea carnea Jacq.	781	trompetita	B	ARV, BE, BTS
Ipomoea cholulensis Kunth	361		B	ARV, VSEC
Ipomoea fistulosa Mart. ex Choisy	1209		B	ARV, VSEC
Ipomoea indica (Burm.) Merr.	211	trompetita morada	B	ACS, ARV, VSEC
Ipomoea minutiflora (M. Martens & Galeotti) House	593		B	PLM, PTZ
Ipomoea purpurea (L.) Roth	1001	campanitas	B	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Ipomoea quamoclit L.	863		B	ARV
Ipomoea squamosa Choisy	711, 932		B	BE, BTP, BTS
Ipomoea trifida (Kunth) G. Don	907		B	PLM, PTZ, VSEC

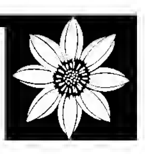


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Ipomoea tiliacea (Willd.) Choisy	411	quiebraplato	B	BTP
Ipomoea triloba L.	1124		B	ACS, ARV, BE, BTS, BTP, PLM, VSEC
Ipomoea variabilis (Schltdl. & Cham.) Choisy	216		B	BE, BTP, VSEC
Jacquemontia verticillata (L.) Urb.	533, 1048		B	BE, PLM, PTZ,VSEC
Merremia dissecta (Jacq.) Hallier f.	520, 874		B	ARV, PLM, PTZ, VSEC
Merremia umbellata (L.) Hallier f.	3		B	ARV, VSEC
Merremia quinquefolia (L.) Hallier f.	694, 1192	bejuco cinco hojas	B	ARV, VSEC
Operculina pinnatifida (Kunth) O'Donell	522, 1049		B	ARV, BE, BTP, VSEC
Turbina corymbosa (L.) Raf.	1023		B	ACS, BTP, BTS, VSEC
Crassulaceae				
Kalanchoe blossfeldiana Poelln.	452	kalanchoe	H	ARV
Cucurbitaceae				
Cayaponia attenuata (Hook. & Arn.) Cogn.	720		B	ACS, ARV, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Cucumis dipsaceus Ehrenb. ex Spach	192	calabacita de río	B	ACS, VSEC
Cucurbita argyrosperma K. Koch	195	pipián	B	ARV
Luffa cylindrica (L.) M. Roem.	410	estropajo	B	ACS, ARV
Melothria pendula L.	870, 1242	sandiita	B	ACS, ARV, BE, BTS, PLM, VSEC
Momordica charantia L.	544	chirimoya	B	VSEC
Sechium edule (Jacq.) Sw.	428	chayote	B	ARV
Sicydium tamnifolium (Kunth) Cogn.	1052		B	BTP
Cytinaceae				
Bdallophytum americanum (R. Br.) Eichler ex Solms	516, 784		P	BTS, BTP
Dilleniaceae				
Curatella americana L.	579, 1139	hojamán	Ar	BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Ericaceae				
Chimaphila maculata (L.) Pursh	12	hojitas moraditas	H	BTP, BTS
Ebenaceae				
Diospyros nigra (J.F. Gmel.) Perr.	995	zapote negro	A	BTP

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Euphorbiaceae				
Acalypha arvensis Poepp.	131, 584	hierba del gusano	H	ACS, ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Acalypha hispida Burm. f.	812	cola de gato	Ar	ACS, ARV, BE, VSEC
Acalypha schiedeana Schltdl.	685, 868		H	ACS, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Acalypha setosa A. Rich.	154, 578	gusanillo	H	ACS, ARV, BTS, PTZ, VSEC
Astraea lobata (L.) Klotzsch	510	croton lobado	H	ACS, ARV, BTS
Cnidoscolus aconitifolius (Mill.) I.M. Johnst.	276, 1196	ortiga	Ar	BTS, PTZ, VSEC
Cnidoscolus multilobus (Pax) I.M. Johnst.	203, 515	ortiga	Ar	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Codiaeum variegatum (L.) Rumph. ex A. Juss.	898	croton	Ar	ARV
Croton argenteus L.	526	croton blanco	Ar	PLM, PTZ, VSEC
Croton cortesianus Kunth	613	croton	Ar	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Croton aff. *flavens* L.	542		Ar	ARV, PTZ, VSEC
Croton fruticulosus Engelm. ex Torr.	489, 583	croton	Ar	ARV, BTS, PTZ, VSEC
Croton reflexifolius Kunth	462		Ar	ARV, PLM, PTZ
Croton suberosus Kunth	1342	croton blanco	Ar	PTZ, VSEC
Ditaxis neomexicana (Müll. Arg.) A. Heller	867		H	PLM, PTZ
Euphorbia cyathophora Murray	11		H	BTS
Euphorbia heterophylla L.	576	hierba de golondriana	H	ACS, BE, BTS, PLM, PTZ,
Euphorbia hirta L.	872	golondrina rastrera	H	ACS, ARV, BE, PTZ, VSEC
Euphorbia hypericifolia L.	514, 934	golondrina	H	ARV, PLM, VSEC
Euphorbia hyssopifolia L.	1042		H	ACS
Euphorbia marginata Pursh	888	hierba de nieve	Ar	ARV
Euphorbia micromera Boiss. ex Engelm.	871	alfombrilla	H	ARV, PTZ
Euphorbia milii Des Moul.	896	corona de cristo	Ar	ARV
Euphorbia nutans Lag.	149	golondrina arbustiva	H	BE, BTS
Euphorbia prostrata Aiton	1130, 1207	golondrinita	H	ARV, BE, PTZ
Euphorbia pulcherrima Willd. ex Klotzsch	365	noche buena	Ar	ARV, VSEC
Euphorbia serpens Kunth	351, 869		H	ARV, PTZ
Euphorbia trigona Haw.	479, 782	órgano	Ar	ARV, PTZ, VSEC
Garcia nutans Vahl ex Rohr.	1136	palo tinto	Ar	BTP
Hevea brasiliensis (Willd. ex A. Juss.) Müll. Arg.	640	palo de hule	A	BTP
Hura polyandra Bail	624, 719	zoleiman	A	BE, BTS, BTP
Jatropha curcas L.	895	piñón	Ar	BTS
Manihot esculenta Crantz	75	yuca	Ar	ARV, VSEC
Pedilanthus tithymaloides (L.) Poit.	96	cacto cardenal	Ar	BE, BTP, BTS
Ricinus communis L.	206, 572	higuerilla	Ar	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC

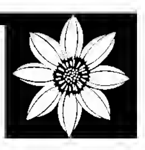


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Fabaceae				
Acacia cornigera (L.) Willd.	9	cornizuelo	Ar	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Acacia farnesiana (L.) Willd.	98	huizache	Ar	PTZ
Acacia riparia Kunth	131	carbonera	Ar	ACS
Acacia schaffneri (S. Watson) F.J. Herm.	136	huizache espinudo	Ar	ARV, PTZ
Acacia sphaerocephala Cham. & Schltdl.	1211	cornizuelo	Ar	BE
Aeschynomene americana L.	486, 1212		H	ARV, PLM, PTZ
Albizia lebbeck (L.) Benth.	528	casia amarilla	A	BTS
Arachis pintoi Krapov. & W.C. Greg.	1140	cacahuate	H	ARV
Bauhinia divaricata L.	104	pata de vaca	Ar	ACS, ARV, BE BTS, PLM, PTZ, VSEC
Bauhinia variegata L.	503	pata de vaca	Ar	ARV
Caesalpinia mexicana A. Gray	513, 530		Ar	ACS, PTZ, VSEC
Caesalpinia pulcherrima (L.) Sw.	901	tabachín	Ar	ARV, PLM, VSEC
Cajanus cajan (L.) Huth	457	frijolillo	Ar	ARV, VSEC
Calliandra grandiflora (L'Hér.) Benth.	7	cabellito de ángel	Ar	ACS, ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Canavalia pubescens Hook. & Arn.	190	canavalia	B	ACS, ARV, BTS, VSEC
Canavalia rosea (Sw.) DC.	860		B	BE, BTP
Canavalia septentrionalis J.D. Sauer	219	canavalia	B	BE, BTP
Canavalia villosa Benth.	577	gallinita	B	BTS, VSEC
Cassia fistula L.	334	macana	A	ARV, BTS
Cassia occidentalis L.	563	frijolillo	Ar	ARV, PLM, PTZ
Centrosema angustifolium (Kunth) Benth.	511, 742		B	ACS, ARV, BE, BTS, BTP
Centrosema plumieri (Turpin ex Pers.) Benth.	571, 740		B	ACS, ARV, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Centrosema pubescens Benth.	142	bejuco trifoliado	B	BE, BTP
Centrosema virginianum (L.) Benth.	748	zapatito de la virgen	B	BTP
Chamaecrista absus (L.) H.S. Irwin & Barneby	745		H	PLM, PTZ
Cojoba arborea (L.) Britton & Rose	845	coralillo	A	ACS, BTS, PLM, PTZ
Cologania broussonetii (Balb.) DC.	954	bejuco	B	PLM, PTZ
Crotalaria incana L.	152, 509	frijolillo	H	ARV, PTZ, VSEC
Crotalaria retusa L.	559	frijolillo	H	ACS, ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Delonix regia (Bojer ex Hook.) Raf.	305	frambroyán	A	ARV, PTZ
Desmodium incanum (Sw.) DC.	1054	pega pega	H	BE, BTP, BTS, PTZ, VSEC
Desmodium tortuosum (Sw.) DC.	1213	pega pega	H	ACS, BE, BTS, VSEC
Desmodium triflorum (L.) DC.	1224		H	ARV, PTZ

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Diphysa americana (Mill.) M. Sousa	1257	quebracho	A	ARV, PTZ
Diphysa carthagenensis Jacq.	1253	quebracho	A	ARV, BE, BTS, VSEC
Ebenopsis ebano (Berland.) Barneby & J.W. Grimes	1239	ébano	A	ARV, PTZ
Enterolobium cyclocarpum (Jacq.) Griseb.	568, 644	origuelo	A	ACS, BE, BTS, BTP, PTZ, VSEC
Erythrina americana Mill.	458	pichoco	A	ARV, BTS, VSEC
Erythrina berteroana Urb.	517	pichoco rosa	A	BE, BTS
Galactia striata (Jacq.) Urb.	491	bejuco	B	PTZ
Gliricidia sepium (Jacq.) Kunth ex Walp.	537	palo de sol	A	ACS, ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Indigofera jamaicensis Spreng.	826		Ar	BE, BTS, BTP
Inga vera Willd.	174	chalahuite	A	ACS
Leucaena leucocephala (Lam.) de Wit	770	leucaena	Ar	ARV, PTZ, VSEC
Leucaena pulverulenta (Schltdl.) Benth.	497, 588	tepehuaje	A	ARV, PTZ, VSEC
Macroptilium atropurpureum (Moc. & Sessé ex DC.) Urb.	853	conchito	B	ACS, ARV, PTZ, VSEC
Macroptilium lathyroides (L.) Urb.	805		B	ARV, VSEC
Mimosa albida Humb. & Bonpl. ex Willd.	1047	uña de gato	B	ACS, BE, PTZ, VSEC
Mimosa pudica L.	113	dormilona	H	ACS, ARV, PTZ, VSEC
Mimosa quadrivalvis L.	506, 1148	dormilona	Ar	ARV, PTZ, VSEC
Mucuna pruriens (L.) DC.	216	pica pica	B	ACS, ARV, VSEC
Neptunia lutea (Leavenw.) Benth.	294	uña de gato	H	ACS, ARV, PTZ
Neptunia plena (L.) Benth.	1152		H	ARV, BE, VSEC
Nissolia fruticosa Jacq.	21		B	BTS, VSEC
Parkinsonia aculeata L.	1314	palo verde	A	ARV, PTZ
Phaseolus lunatus L.	454	frijol criollo	B	ARV
Phaseolus vulgaris L.	819	frijol	H	ARV
Piscidia carthagenensis Jacq.	103	chijol	A	BE, BTP, BTS
Pithecellobium dulce (Roxb.) Benth.	929	humo	A	ACS, ARV, PLM, PTZ, VSEC
Pithecellobium insigne Micheli ex Donn. Sm.	554		A	ACS, PTZ
Rhynchosia longeracemosa M. Martens & Galeotti	336		B	PLM, PTZ
Rhynchosia minima (L.) DC.	614		B	ARV, PTZ
Rhynchosia precatoria (Humb. & Bonpl. ex Willd.) DC.	280		B	ARV, PLM, PTZ
Senna atomaria (L.) H.S. Irwin & Barneby	453	vainillo	A	BTS
Senna occidentalis (L.) Link	390, 505	frijolillo	Ar	ACS, ARV, VSEC
Senna pallida (Vahl) H.S. Irwin & Barneby	756		Ar	ARV, VSEC
Vatairea lundellii (Standl.) Killip ex Record	960		A	BTP
Vigna adenantha (G. Mey.) Maréchal, Mascherpa & Stainier	480	bejuco frijolillo	B	ARV, VSEC

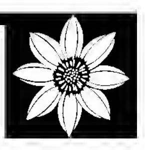


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Vigna luteola (Jacq.) Benth.	1296	bejuco frijolillo	B	ARV, VSEC
Vigna unguiculata (L.) Walp.	442		B	VSEC
Fagaceae				
Quercus oleoides Schltdl. & Cham.	287	encino	A	BE
Gentianaceae				
Eustoma exaltatum (L.) Salisb. ex G. Don	507	violeta	H	ARV, PTZ
Hydroleaceae				
Hydrolea spinosa L.	666	hydrolea espinosa	H	ACS, BTP
Lamiaceae				
Gmelina arborea Roxb.	746	melina	A	BE, BTS, BTP
Hedeoma drummondii Benth.	504, 822	poleo	H	BE, BTS, PTZ
Hyptis capitata Jacq.	45		H	BE, BTS
Hyptis pectinata (L.) Poit.	744		Ar	ARV, VSEC
Hyptis suaveolens (L.) Poit.	453	chan	H	ARV, BTS, VSEC
Hyptis verticillata Jacq.	94		Ar	PLM, VSEC
Leonotis aff. *leonurus* (L.) R. Br.	456		Ar	ARV
Leonotis nepetifolia (L.) R. Br.	202	mano de león	H	ACS, ARV, VSEC
Leonurus cardiaca L.	733	agripalma	H	ARV, BE, BTS, PLM, VSEC
Mentha spicata L.	429	hierbabuena	H	ARV
Ocimum basilicum L.	430	albahaca	H	ARV
Ocimum campechianum Mill.	24	albahaca de monte	H	BTP, BTS
Plectranthus scutellarioides (L.) R. Br.	910		H	ARV
Salvia coccinea Buc'hoz ex Etl.	778	salvia	H	ARV, VSEC
Salvia officinalis L.	660	salvia	H	ACS, ARV, VSEC
Loasaceae				
Gronovia scandens L.	701, 1155	ortiga	B	ACS, VSEC
Mentzelia aspera L.	1216	pegaropa	H	ARV, VSEC
Loganiaceae				
Spigelia anthelmia L.	598, 856	spiguelia	H	BE, BTP, BTS

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Loranthaceae				
Phthirusa pyrifolia (Kunth) Eichler	482	secapalo	P	ACS, ARV, VSEC
Psittacanthus rhynchanthus (Benth.) Kuijt	500, 1169	muérdago	P	ARV, BE, BTS, PTZ, VSEC
Lythraceae				
Ammannia robusta Heer & Regel	590, 1058		H	ACS, ARV, BE, BTP, BTS
Heimia salicifolia Link	690	sinicuiche	H	ARV
Lagerstroemia indica L.	1193	lila de las indias	Ar	ARV
Punica granatum L.	549	granada	Ar	ARV
Malpighiaceae				
Banisteriopsis caapi (Spruce ex Griseb.) C.V. Morton	473	bejuco ayahuasca	B	BTS, BTP
Bunchosia biocellata Schltdl.	591		Ar	BTP
Byrsonima crassifolia (L.) Kunth	596, 1180	nanche	A	BTS, BTP
Heteropterys brachiata (L.) DC.	1176	bejuco de margarita	B	BTS, BTP
Hiraea fagifolia (DC.) A. Juss.	567	bejuco palomilla	B	BTS, BTP
Malpighia glabra L.	76, 478	pistlillo	Ar	BTS, BTP
Malvaceae				
Abelmoschus esculentus (L.) Moench	594	ocra	Ar	ARV, VSEC
Abutilon hirtum (Lam.) Sweet	1007		H	ARV, BE, BTP, PLM, VSEC
Abutilon hypoleucum A. Gray	595, 1059	malva	H	ARV, BE, BTS, VSEC
Abutilon theophrasti Medik.	153, 490		H	ARV, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Abutilon trisulcatum (Jacq.) Urb.	1109	chichiques	H	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Allosidastrum pyramidatum (Desp. ex Cav.) Krapov., Fryxell & D.M. Bates	107		Ar	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Anoda acerifolia Cav.	432	alache	H	ARV, BTS
Anoda cristata (L.) Schltdl.	564, 802		H	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Bakeridesia notolophium (A. Gray) Hochr.	1010	mojaua	Ar	BE, BTS
Bastardia viscosa (L.) Kunth	26		H	BTS, VSEC
Byttneria aculeata (Jacq.) Jacq.	950	rabo de iguana	B	ACS, VSEC
Carpodiptera cubensis Griseb.	1163	alzaprima	A	BTP, BTS
Ceiba pentandra (L.) Gaertn.	532	ceiba	A	ACS, BE, BTP, BTS
Corchorus siliquosus L.	403	malvilla	H	ACS, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Guazuma ulmifolia Lam.	87	guazima	A	ACS, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Heliocarpus appendiculatus Turcz.	238	jonote	A	BE, BTP, BTS

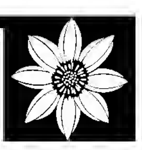


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Hibiscus rosa-sinensis L.	431	rosa china	Ar	ARV, VSEC
Kosteletzkya pentacarpos (L.) Ledeb.	556		Ar	ARV
Malachra capitata (L.) L.	773	malva xiu	H	ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Malva pusilla Sm.	1194	malva pusila	H	ARV, VSEC
Malvastrum americanum (L.) Torr.	547	malva	H	ACS, ARV, PTZ, VSEC
Malvastrum coromandelianum (L.) Garcke	117	malva	H	ARV, VSEC
Malvaviscus arboreus Cav.	99	manzanita	Ar	ACS, BTS, VSEC
Melochia pyramidata L.	175	escobilla de monte	H	ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Melochia tomentosa L.	358, 771	escobilla blanca	H	ARV, PLM, VSEC
Ochroma pyramidale (Cav. ex Lam.) Urb.	253	pata de liebre	H	BTP, BTS
Pseudobombax ellipticoideum A. Robyns	538	clavellina	A	BE, BTS
Quararibea funebris (La Llave) Vischer	1181	tabaquillo	A	BTP
Robinsonella mirandae Gómez Pompa	332	manzanillo	A	BTP
Sida acuta Burm. f.	1355	malva	H	PLM, PTZ
Sida cordifolia L.	1217	malva	H	ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Sida rhombifolia L.	487, 1014	malva	H	ACS, ARV, BE, BTS, PTZ, VSEC
Sida spinosa L.	111	malva	H	BE, PTZ
Sida urens L.	1012	malva	H	BE, BTP, BTS
Triumfetta lappula L.	28	malva cadillo	Ar	BE, BTP
Triumfetta semitriloba Jacq.	308	malva cadillo	Ar	ACS, BE, BTS
Waltheria indica L.	674	malva blanca	H	ACS, ARV, PLM, PTZ, VSEC
Wissadula amplissima (L.) R.E. Fr.	114	pintapan	H	ARV, BTS, BTP, VSEC
Meliaceae				
Azadirachta indica A. Juss.	444	néem	A	ARV
Cedrela odorata L.	574	cedro	A	ARV, BE, BTP, BTS
Guarea glabra Vahl	1179	cedrillo	A	BTP
Swietenia macrophylla King	446	caoba	A	ARV, BE, BTP, BTS
Trichilia havanensis Jacq.	604	cucharillo	A	BTP, BTS
Trichilia hirta L.	58	tapaqueso	A	BTP, BTS
Menispermaceae				
Cissampelos fasciculata Benth.	477	tortilla tapasapos	B	BE, BTP
Cissampelos pareira L.	536	tortilla tapasapos	B	ACS, BE, BTP, BTS, VSEC
Cissampelos tropaeolifolia DC.	811		B	ARV, VSEC

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Moraceae				
Brosimum alicastrum Sw.	396	ramón	A	BTP, BTS
Brosimum lactescens (S. Moore) C.C. Berg	371, 499		A	BTP, BTS
Castilla elastica Sessé	114	palo volador, hule	A	BE, BTS, BTP
Ficus aurea Nutt.	810	higuero	A	ARV, BTP, VSEC
Ficus cotinifolia Kunth	848	higuero	A	ACS, BTP, BTS
Ficus crocata (Miq.) Mart. ex Miq.	661	higuero	A	BTS
Ficus elastica Roxb. ex Hornem.	1251	higuero	A	ARV
Ficus insipida Willd.	493, 783	higuero	A	ACS, BTP, BTS
Ficus obtusifolia Kunth	980	higuero	A	BTS
Ficus pertusa L. f.	443, 702	higuero	A	ACS, BTP, BTS
Maclura tinctoria (L.) D. Don ex Steud.	562, 1099	mora	A	ACS, VSEC
Trophis racemosa (L.) Urb.	1117	campanilla	A	BTP
Muntingiaceae				
Muntingia calabura L.	435	puan	A	ACS, ARV, BE, BTS
Myrtaceae				
Eugenia acapulcensis Steud.	1016	pistlillo	Ar	BE, BTP, BTS
Eugenia capuli (Schltdl. & Cham.) Hook. & Arn.	30	pistlillo	Ar	BE, BTP, BTS
Pimenta dioica (L.) Merr.	79, 600	pimienta	A	BE, BTP, BTS
Psidium guajava L.	469	guayaba	A	ACS, BE, BTS, PTZ
Nyctaginaceae				
Boerhavia coccinea Mill.	324		H	ARV, VSEC
Boerhavia erecta L.	352		H	ARV, PLM
Bougainvillea buttiana Holttum & Standl.	364	bugambilia	Ar	ARV
Bougainvillea glabra Choisy	463	bugambilia	Ar	ARV
Bougainvillea spectabilis Willd.	1149	bugambilia	Ar	ARV
Mirabilis jalapa L.	448	maravilla	H	ACS, ARV
Pisonia aculeata L.	498, 1195	uña de gato	Ar	BTS, VSEC
Oleaceae				
Forestiera rhamnifolia Griseb.	400		Ar	BTP

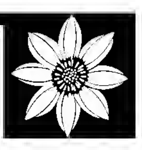


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Onagraceae				
Ludwigia octovalvis (Jacq.) P.H. Raven	132		H	ACS
Oenothera rosea L'Hér. ex Aiton	1254	hierba del golpe	H	BTP, BTS
Oxalidaceae				
Averrhoa carambola L.	420	carambola	A	ARV
Oxalis articulata Savigny	272	trébol	H	ARV
Oxalis curniculata L.	853	agritos	H	ARV
Papaveraceae				
Argemone mexicana L.	116, 630	cardo	H	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Passifloraceae				
Passiflora edulis Sims	866	maracuyá	B	BTP
Passiflora foetida L.	519		B	BTS, BTP
Passiflora laurifolia L.	612	maracuyá	B	BTP
Passiflora sexocellata Schltdl.	91, 495	hoja de murciélago	B	BE, BTS, BTP
Pedaliaceae				
Sesamum indicum. L.	829	ajonjolí	Ar	ACS, ARV
Phyllanthaceae				
Phyllanthus niruri L.	125, 650, 705	rosillo	H	ACS, ARV, BE, PLM, PTZ, VSEC
Petiveriaceae				
Petiveria alliacea L.	404	cola de tejón	H	ACS, ARV, VSEC
Rivina humilis L.	496, 1022	coralillo	H	ACS, BE, BTP, BTS, VSEC
Phytolacacceae				
Agdestis clematidea Moc. & Sessé ex DC.	1066		B	ACS, BTS
Plantaginaceae				
Bacopa monnieri (L.) Wettst.	121		H	ACS, PTZ
Limnophila indica (L.) Druce	846		H	ACS
Mecardonia procumbens (Mill.) Small	230	hoja de quebranto	H	ARV, BE, PTZ, PLM, VSEC
Plantago major L.	889	llantén	H	ARV, PTZ
Russelia coccinea (L.) Wettst.	441, 629		H	ARV, BE, BTP, PTZ

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Russelia equisetiformis Schltdl. & Cham.	684	lágrima de amor	H	ARV
Russelia sarmentosa Jacq.	44	canafiste	H	ARV
Scoparia dulcis L.	326	culantrillo	H	ARV, PTZ
Plumbaginaceae				
Plumbago auriculata Lam.	531		Ar	BTP, BTS
Plumbago zeylanica L.	246, 654		Ar	BTP, BTS
Polemoniaceae				
Gilia tricolor Benth.	765		H	ARV
Polygonaceae				
Antigonon leptopus Hook. & Arn.	527	flor de San Diego	H	ARV
Coccoloba barbadensis Jacq.	340, 643	uvero	A	BE, BTP, BTS
Persicaria glabra (Willd.) M. Gómez	186		H	ACS
Rumex crispus L.	844	lengua de vaca	H	ARV
Portulacaceae				
Portulaca elatior Mart. ex Rohrb.	905	verdolaga	H	ARV
Portulaca oleracea L.	160, 437	verdolaga	H	ACS, ARV
Portulaca pilosa L.	682, 706	verdolaga	H	ARV, BTS
Primulaceae				
Ardisia compressa Kunth	111	capulín	Ar	BE, BTP, BTS
Bonellia macrocarpa (Cav.) B.Ståhl & Källersjö	95, 642	pinito, corpus	Ar	ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Ranunculaceae				
Aquilegia flabellata Siebold & Zucc.	419		H	BTP
Clematis dioica L.	561, 1364	bejuco pluma	B	BE, BTS, VSEC
Rosaceae				
Prunus persica (L.) Batsch	405	durazno	Ar	ARV
Prunus serotina Ehrh.	282	capulín	Ar	BTP, BTS
Rosa odorata (Andrews) Sweet	925	rosa	Ar	ARV

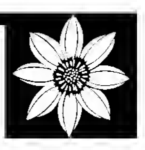


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Rubiaceae				
Blepharidium guatemalense Standl.	66, 655		A	BTP, BTS
Calycophyllum candidissimum (Vahl) DC.	788		A	BTP, BTS
Coffea arabica L.	753	café	Ar	ARV
Exostema mexicanum A. Gray	651		A	BTP
Galium uncinulatum DC.	557		H	BTP
Gardenia jasminoides J. Ellis	634	gardenia	Ar	ARV
Hamelia patens Jacq.	49, 436	tres hojitas	Ar	ACS, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Ixora coccinea L.	418	morir amando	Ar	ARV
Psychotria alba Ruiz & Pav.	698	psicotria	H	BTP
Psychotria carthagenensis Jacq.	302		Ar	BTP
Psychotria erythrocarpa Schltdl.	100, 639		Ar	BTP, BTS
Psychotria hoffmannseggiana (Schult.) Müll. Arg.	89, 627		H	BTP, BTS
Psychotria mexiae Standl.	55, 601		Ar	ACS, BTP, BTS
Randia armata (Sw.) DC.	34	cruceta	Ar	ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Randia obcordata S. Watson	59	cruceta	Ar	ARV, BTP, BTS, VSEC
Richardiascabra L.	425	golondrina blanca	H	ACS, ARV, PTZ
Uncaria tomentosa (Willd. ex Schult.) DC.	494	uña de gato	B	ACS, BE, BTS, BTP, VSEC
Rutaceae				
Casimiroa edulis La Llave & Lex.	1375	zapote blanco	A	BTP
Citrus limon (L.) Osbeck	471	limón	A	ARV
Citrus maxima (Burm.) Merr.	894	toronja	A	ARV
Citrus reticulata Blanco	1244	mandarina	A	ARV
Citrus sinensis (L.) Osbeck	877	naranjo	A	ARV
Murraya paniculata (L.) Jack.	982	limonaria	Ar	ARV
Zanthoxylum fagara (L.) Sarg.	673	alacán	Ar	BE, BTP
Salicaceae				
Casearia corymbosa Kunth	434, 586	botoncillo	A	BE, BTP, BTS
Casearia nitida Jacq.	1174	chamiso	Ar	BTP
Populus mexicana Wesm. ex DC.	737	álamo	A	ACS
Salix humboldtiana Willd.	608	sauce	A	ACS
Salix taxifolia Kunth	208	sauce enano	Ar	ACS
Xylosma flexuosa (Kunth) Hemsl.	943, 656	granadillo	Ar	BE, PLM, PTZ

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Xylosma panamensis Turcz.	1053		Ar	BTS
Zuelania guidonia (Sw.) Britton & Millsp.	1182		A	BTS, BTP
Santalaceae				
Phoradendron leucarpum (Raf.) Reveal & M.C. Johnst.	799	muérdago	P	ARV, BE, PLM, PTZ
Phoradendron quadrangulare (Kunth) Griseb.	477	secapalo	P	ARV, BE, PLM, PTZ
Viscum album L.	626, 915	muérdago	P	ARV, BE, PLM, PTZ
Sapindaceae				
Cupania dentata Moc. & Sessé ex DC.	110		A	BTP, BTS
Paullinia fuscescens Kunth	46		B	BTS, PLM, VSEC
Paullinia tomentosa Jacq.	648		B	ARV, PLM, VSEC
Sapindus saponaria L.	710	jaboncillo	A	BTS
Serjania adiantoides Radlk.	492, 700		B	ACS, ARV
Serjania erecta Radlk.	61		B	ACS, ARV
Serjania goniocarpa Radlk.	970		B	ACS
Serjania mexicana (L.) Willd.	321	cola de iguana	B	ACS, ARV, VSEC
Urvillea ulmacea Kunth	580		B	BTS, VSEC
Sapotaceae				
Chrysophyllum mexicanum Brandegee	1243	caimito	A	BE, BTS, BTP
Manilkara zapota (L.) P. Royen	657, 949	chicozapote	A	BE, BTS, BTP
Pouteria sapota (Jacq.) H.E. Moore & Stearn	1092	zapote mamey	A	BTP
Schoepfiaceae				
Schoepfia schreberi J.F. Gmel.	1065	limoncillo	A	BTS, BTP
Scrophulariaceae				
Alonsoa meridionalis (L.f.) Kuntze	512		H	ARV
Buddleja americana L.	1021	tepozán	Ar	PLM.
Capraria biflora L.	47	claudiosa	H	ACS, ARV, BE, BTS, PLM, PTZ, VSEC
Capraria frutescens (Mill.) Britten.	1071		H	PTZ, VSEC
Capraria mexicana Moric. ex Benth.	1024	jarilla	H	PTZ

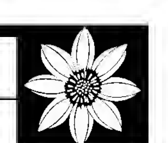


Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Solanaceae				
Brugmansia suaveolens (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Bercht. & J. Presl	1073	floripondia	Ar	ARV
Capsicum annuum L.	570	chile tepín	H	ARV
Cestrum dumetorum Schltdl.	1026	arcajuda	Ar	ARV
Cestrum nocturnum L.	540	huele de noche	Ar	ARV
Datura stramonium L.	697, 1099	toloache	Ar	ACS, ARV
Lycopersicon esculentum Mill.	169	tomate chiquito	H	ARV
Margaranthus lemmonii A. Gray	560, 1027	tomatillo silvestre	H	ARV, BTS
Nicotiana tabacum L.	1032	tabaco	H	ARV
Physalis ixocarpa Brot. ex Hornem.	155	tomate de cáscara	H	ARV
Solandra maxima (Sessé & Moc.) P.S. Green.	532	copa de oro	B	ARV
Solanum aculeatissimum Jacq.	92, 623	veneno de cuervo	Ar	ACS, BTS, PTZ, VSEC
Solanum americanum Mill.	191, 695	hierba mora	H	ACS, ARV, VSEC
Solanum diphyllum L.	406	solimán	H	ACS, ARV
Solanum elaeagnifolium Cav.	464		H	ACS, VSEC
Solanum erianthum D. Don	95	lavatrastes	Ar	ACS, ARV, BE, PTZ
Solanum hirtum Vahl	16, 603	papera	Ar	ACS, VSEC
Solanum jamaicense Mill.	777	lavatrastes	Ar	ACS, VSEC
Solanum rudepannum Dunal	1073	hierba de San Cayetano	H	ACS
Solanum torvum Sw.	1042	lavatrastes espinudo	Ar	ACS, VSEC
Staphylaceae				
Turpinia insignis (Kunth) Tul.	1074	palo verde	A	BTP
Tamaricaceae				
Tamarix indica Willd.	417	tamarindo	A	ARV
Urticaceae				
Boehmeria cylindrica (L.) Sw.	182	chichicastle	H	ACS, VSEC
Cecropia obtusifolia Bertol.	323	hormiguillo	A	BTP, BTS
Laportea canadensis (L.) Wedd.	181, 693		H	ACS, ARV, BTS, VSEC
Pilea melastomoides (Poir.) Wedd.	963		H	ACS, VSEC
Pilea microphylla (L.) Liebm.	261		H	ACS
Urtica urens L.	421	chichicastle	H	ACS, ARV, BTS, VSEC

Apéndice. Continuación.

TAXA	CO	NC	FV	TV
Verbenaceae				
Duranta erecta L.	906	corona de novia	Ar	ARV
Glandularia canadensis (L.) Small	145		H	ARV
Lantana achyranthifolia Desf.	857	hierba mariposa	Ar	ACS, ARV
Lantana camara L.	127, 622	hierba amargosa	Ar	ACS, BE, BTP, BTS, PLM, PTZ
Lantana canescens Kunth	1154	hierba de jabillas	Ar	PTZ
Lantana hirta Graham	184	hierba amargosa	Ar	BTP, BTS
Lantana trifolia L.	606, 1063	hierba de jabillas	Ar	ACS, BTS, PTZ, VSEC
Lippia alba (Mill.) N.E. Br. ex Britton & P. Wilson	704	lipia	Ar	ACS, ARV, BE
Petrea volubilis L.	43, 707	bejuco raspa sombrero	B	BTS, VSEC
Phyla stoechadifolia (L.) Small	730, 864	alfombrilla	H	ACS, ARV, BE, BTS
Priva lappulacea (L.) Pers.	573	cadillo de bolsa	H	BTP, BTS
Stachytarpheta jamaicensis (L.) Vahl	204, 659	rabo de alacrán	H	ACS, ARV, BE
Verbena bipinnatifida Nutt.	1035		H	VSEC
Verbena litoralis Kunth	1075	verbena	H	ARV, BTS, PTZ
Vitaceae				
Cissus verticillata (L.) Nicolson & C.E. Jarvis	115, 708	tripa de vaca	B	ACS, BE, BTP, BTS
Vitis tiliifolia Humb. & Bonpl. ex Schult.	20	parra	B	ACS, BE, BTP, BTS



Relación entre variables del forófito y la riqueza de epífitas vasculares en los Pantanos de Centla, Tabasco, México

Relationship between phorophyte variables and vascular epiphyte richness in the Pantanos de Centla, Tabasco, Mexico

Derio Antonio Jiménez-López[1,4], René de Jesús Roblero-Velasco[1], Nayely Martínez-Meléndez[1], Gilberto Ocampo[2] y José Alberto Gallardo-Cruz[3]

1 Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas, Instituto de Ciencias Biológicas, Libramiento Norte Poniente No. 1150 Col. Lajas Maciel, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.

2 Universidad Autónoma de Aguascalientes, Centro de Ciencias Básicas, Departamento de Biología, Avenida Universidad 940, 20131 Aguascalientes, México.

3 Centro del Cambio Global y la Sustentabilidad del Sureste (CCGSS), Calle Centenario del Instituto Juárez 128, Col. Reforma, 86080 Villahermosa, Tabasco, México.

4 Autor para la correspondencia: derio.a@hotmail.com

Citar como:
Jiménez-López, D. A., R. de J. Roblero-Velasco, N. Martínez-Meléndez, G. Ocampo y J. A. Gallardo-Cruz. 2017. Relación entre variables del forófito y la riqueza de epífitas vasculares en los Pantanos de Centla, Tabasco, México. Acta Botanica Mexicana 121: 125-137. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1179

Recibido: 4 de noviembre de 2016.
Revisado: 17 de mayo de 2017.
Aceptado: 5 de junio de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1179

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: Las epífitas vasculares son elementos poco comunes en manglares debido a que la salinidad del agua de mar impone condiciones extremas que dificultan su establecimiento. En el sur de México se han realizado estudios sobre las relaciones epífitas-forófito, principalmente en bosques montanos, pero hay pocos trabajos enfocados en los manglares. El objetivo de este trabajo fue analizar las relaciones entre la riqueza de epífitas y las características de los forófitos de *Rhizophora mangle*, especie amenazada de acuerdo a la NOM-059-SEMAR-NAT-2010, en la Reserva de la Biosfera “Pantanos de Centla”, ubicada en el noreste del estado de Tabasco.

Métodos: Se evaluó la relación entre la riqueza de epífitas y algunas variables de los forófitos, como la altura, el diámetro a la altura del pecho (DAP) y la cobertura de raíces aéreas, mediante modelos de regresión lineal. Además, los forófitos se dividieron en cinco zonas verticales para analizar la distribución vertical de las epífitas aplicando los índices de Sørensen y Margalef.

Resultados clave: Se registraron 17 especies de epífitas. Orchidaceae y Bromeliaceae fueron las familias con mayor riqueza (seis especies cada una). El género más representativo fue *Tillandsia* (Bromeliaceae) con cinco especies. La riqueza de epífitas estuvo significativamente relacionada con la cobertura de raíces aéreas y el DAP de los forófitos. Las zonas I y III de los forófitos fueron las más similares ya que compartieron 47% del total de las especies registradas. La zona I (raíces aéreas) fue la más rica en especies de epífitas. En la zona V (parte exterior de la copa) solo se encontró a *Selenicereus testudo* (Cactaceae), especie también hallada en el resto de las zonas. El área de manglar estudiado presenta una riqueza relativamente alta de epífitas pese a la alta salinidad presente en su hábitat inundado.

Conclusiones: La variación de los tamaños de los forófitos determinó la riqueza de epífitas. Las raíces aéreas de *R. mangle* son un nicho adicional para la colonización de epífitas y no solamente sirven como soporte al suelo inestable del ecosistema de manglar.

Palabras clave: Bromeliaceae, composición florística, distribución vertical, manglares, Orchidaceae, *Rhizophora mangle.*

Abstract:

Background and Aims: Vascular epiphytes are rare elements of mangrove-dominated forests because sea salinity causes extreme conditions that difficult their establishment. In southern Mexico, most of the studies about the relationships between epiphytes and phorophytes have been carried out in montane forests, while the mangrove forests have received little attention. Our aim was to analyze the relationships between epiphytic species richness and the phorophyte characteristics of *Rhizophora mangle*, an endangered species under the NOM-059-SEMARNAT- 2010, in the “Pantanos de Centla” Biosphere Reserve located in the north-east of the state of Tabasco.

Methods: The relation between species richness of epiphytes and several variables of the phorophytes, such as the aerial root coverage, diameter at breast height (DBH) and height, was evaluated using linear regression models. In addition, phorophytes were divided into five vertical zones to analyze the vertical distribution of the epiphytes using the Sørensen and Margalef indexes.

Key results: Seventeen species of epiphytes were recorded. Orchidaceae and Bromeliaceae were the families with the highest species richness (six each). The most representative genus was *Tillandsia* (Bromeliaceae) with five species. The epiphytic species richness was significantly correlated with phorophyte aerial root coverage and DBH. The phorophyte zones I and III were the most similar because they shared 47% of all recorded species. The zone I (aerial roots) showed the highest epiphyte species richness. In the zone V (outer portion of the canopy) only *Selenicereus testudo* (Cactaceae) was registered, a species that was found in all five zones of the phorophyte. The mangrove area studied has a relatively high epiphyte richness in spite of the high salinity present in its flooded habitat.

Conclusions: Epiphytic species richness was determined by the variation in size of the phorophytes. The aerial roots of *R. mangle* are an additional niche for the colonization of epiphytes and not just a supporting structure for the unstable soil of the mangrove ecosystem.

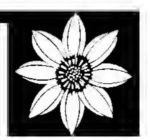
Key words: Bromeliaceae, floristic composition, mangroves, Orchidaceae, *Rhizophora mangle,* vertical distribution.

Introducción

Los manglares son extensas áreas de bosques que bordean las zonas intermareales costeras, se localizan en las zonas tropicales y subtropicales del planeta (Spalding et al., 2010; Giri et al., 2011). Las especies arbóreas dentro de este ecosistema presentan características y especializaciones morfológicas y funcionales que les permiten desarrollarse ante condiciones difíciles en un medio acuático salino de suelos inestables; por ejemplo, órganos especiales de respiración y sostén, y metabolismo adaptado a altas concentraciones de sal y largo poder germinativo (Tomlinson, 2016). Una notable adaptación de uno de los géneros con más diversidad en los manglares de México, *Rhizophora* L., son las raíces aéreas (Rodríguez-Zúñiga et al., 2013). Esta adaptación fisiológica está directamente relacionada con la naturaleza anaeróbica de los sustratos en los pantanos, ya que el sistema de raíces permite que *Rizophora* realice el intercambio gaseoso en las condiciones anaerobias del suelo inundado de los pantanos (Poungparn y Komiyama, 2013; Tomlinson, 2016). La mayor parte de la biomasa neta de *Rhizophora* se da en estos sistemas de raíces aéreas, las cuales soportan biomecánicamente la copa del árbol y actúan como contrafuerte flotante (Tomlinson, 2016). Las condiciones impuestas por la salinidad y otras de origen mecánico (influencia de olas, mareas y corrientes) limitan la persistencia de otros gremios de plantas además de los árboles, como es el caso de las epífitas vasculares, las cuales son poco comunes en los manglares, debido a las características del árbol hospedero (tipo de corteza y arquitectura) o la exposición a la salinidad, entre otros factores (Gómez y Winkler, 1991; Zotz y Reuter, 2009; Rodríguez-Zúñiga et al., 2013). Sin embargo, otros ecosistemas de manglar pueden albergar una alta diversidad de epífitas vasculares, por ejemplo los manglares de Asia (Giesen et al., 2007).

Las epífitas, incluyendo orquídeas, aráceas, bromelias y helechos, entre otras, son plantas que crecen principalmente sobre árboles hospederos. Esta relación se considera mutualista, ya que las epífitas no tienen una relación fisiológica con sus forófitos (no son parásitas) y únicamente los utilizan para sujetarse del tronco y las ramas (Benzing, 1990; Zotz, 2013; Krömer et al., 2014). La ventaja de crecer sobre otras plantas es acceder a una cantidad mayor de luz solar. Sin embargo, esta forma de vida es desfavorable en lo que a captación de agua y nutrientes se refiere, por lo que las epífitas han desarrollado una serie de adaptaciones morfológicas, anatómicas y fisiológicas (Zotz, 2016). Entre éstas se encuentran modificaciones presentes en hojas, p. ej., mayor suculencia (las células del mesófilo son más numerosas y de mayor tamaño), el desarrollo de una cutícula gruesa, presencia de metabolismo CAM y mayor tamaño de escamas (en Bromeliaceae), que ayudan en la absorción del agua y nutrientes directamente hacia el interior de la hoja (Benzing, 1990; Gómez y Winkler, 1991; Zotz y Andrade, 2002; Reyes-García et al., 2012). La capacidad de las epífitas para colonizar a los hospederos depende de características como la arquitectura, el tamaño (que corresponde con la edad), el tipo de corteza y la variación microclimática, que determinan la estratificación vertical desde la parte alta del dosel hacia el interior del bosque (Benzing, 1990; Gradstein et al., 2003; Krömer et al. 2007a; Martínez-Meléndez et al., 2008). La estratificación vertical de epífitas en ecosistemas de manglar puede variar a diferentes alturas y zonas de un mismo hospedero, dependiendo de la altura del árbol y la cobertura alta del dosel, que amortiguan la gran variabilidad de las condiciones climáticas (Cach-Pérez et al., 2013).

El gran interés por definir qué variables estructurales del forófito influyen en la colonización y distribución de las epífitas en un manglar, ubicado en La Reserva de la Biosfera “Pantanos de Centla” en el noroeste del estado de Tabasco en México, llevó a plantearnos las siguientes preguntas: ¿Existe una relación directa entre la riqueza de especies de epífitas vasculares con la altura, el diámetro a la altura del pecho (DAP) y el área de la cobertura de las raíces aéreas en forófitos de *Rhizophora mangle* L.?, ¿En qué zona(s) vertical(es) del forófito se observará la mayor riqueza de epífitas vasculares?, ¿Las raíces aéreas de *R. mangle* contribuyen como una zona adicional para la colonización de epífitas vasculares? Nuestras hipótesis son las siguientes: (1) Las variables de los forófitos determinan una mayor riqueza de epífitas vasculares, es decir a mayor altura, DAP y área de la cobertura de raíces aé-



reas de los forófitos, mayor riqueza de epífitas vasculares, (2) El área de la cobertura de raíces aéreas contendrá una riqueza similar al dosel en forófitos de *R. mangle*, y (3) Aunque no se tomaron datos del porcentaje de salinidad en el sitio de estudio, indirectamente suponemos que la hipersalinidad del agua de mar impone condiciones extremas para el establecimiento de epífitas en áreas de manglar, por lo que estas serán escasas en el área de estudio.

Materiales y Métodos

Área de estudio

El estudio se efectuó en la laguna El Cometa (Fig. 1), ubicada dentro de la Reserva de la Biosfera "Pantanos de Centla" (302,706 ha), al noreste del estado de Tabasco, México. La laguna se encuentra entre los 18°27' y 18°28' de latitud N y 92°27' y 92°28' de longitud W y abarca 67 ha. Está ubicada en la región hidrológica Grijalva - Usumacinta (INE, 2000; Rodríguez-Rodríguez, 2002). El tipo de vegetación dominante en este ecosistema es manglar, dominado por *R. mangle*, especie amenazada de acuerdo a la NOM-059-SEMARNAT-2010, que se mezcla con selva mediana subperennifolia de *Bucida buceras* L. o pukteal (Miranda y Hernández X., 1963). La precipitación media anual en la región es de 1693 mm, y la mayoría cae durante los meses de junio a octubre. La temperatura media anual es de 27 °C (Kauffman et al., 2016).

Selección de los forófitos

El estudio se realizó en el mes de julio del 2014. Debido a limitaciones técnicas y logísticas de acceso a sitios remotos

Figura 1: Ubicación del área de estudio y puntos de muestreo en la laguna El Cometa en la Reserva de la Biosfera "Pantanos de Centla", Tabasco, México.

e inundables, se trazaron dos parcelas de 50 × 50 m (0.5 ha cada una) en sitios seleccionados al azar. En cada cuadro se censaron los forófitos de *R. mangle* con un diámetro mínimo a la altura del pecho (DAP) ≥10 cm (modificado de Cach-Pérez et al., 2013), para representar a la mayoría de los forófitos con posible colonización de epífitas, debido a que el promedio de altura de los forófitos muestreados es >17 m y por debajo de este DAP la presencia de epífitas fue escasa. Además, se ha encontrado una relación directa entre el DAP de los forófitos y el incremento en la riqueza de especies epífitas (Flores-Palacios y García-Franco, 2008).

Se midieron las siguientes variables de los forófitos: 1) altura, tomada desde la parte baja del conjunto de raíces aéreas que están en contacto con el suelo y/o agua, hasta la parte alta del dosel, 2) diámetro a la altura del pecho (DAP), a 1.3 m por encima de la última raíz aérea que sostiene al forófito y tienen acceso al suelo y, 3) área de la cobertura de raíces aéreas (m^2). Se trazaron dos líneas perpendiculares dentro de un círculo donde se encontró la mayor concentración del conjunto de raíces para después obtener el área del círculo en m^2. Debido a que en otros tipos de bosques tropicales los forófitos no presentan raíces aéreas, en *R. mangle* podrían ser importantes como una zona adicional para la colonización de epífitas vasculares.

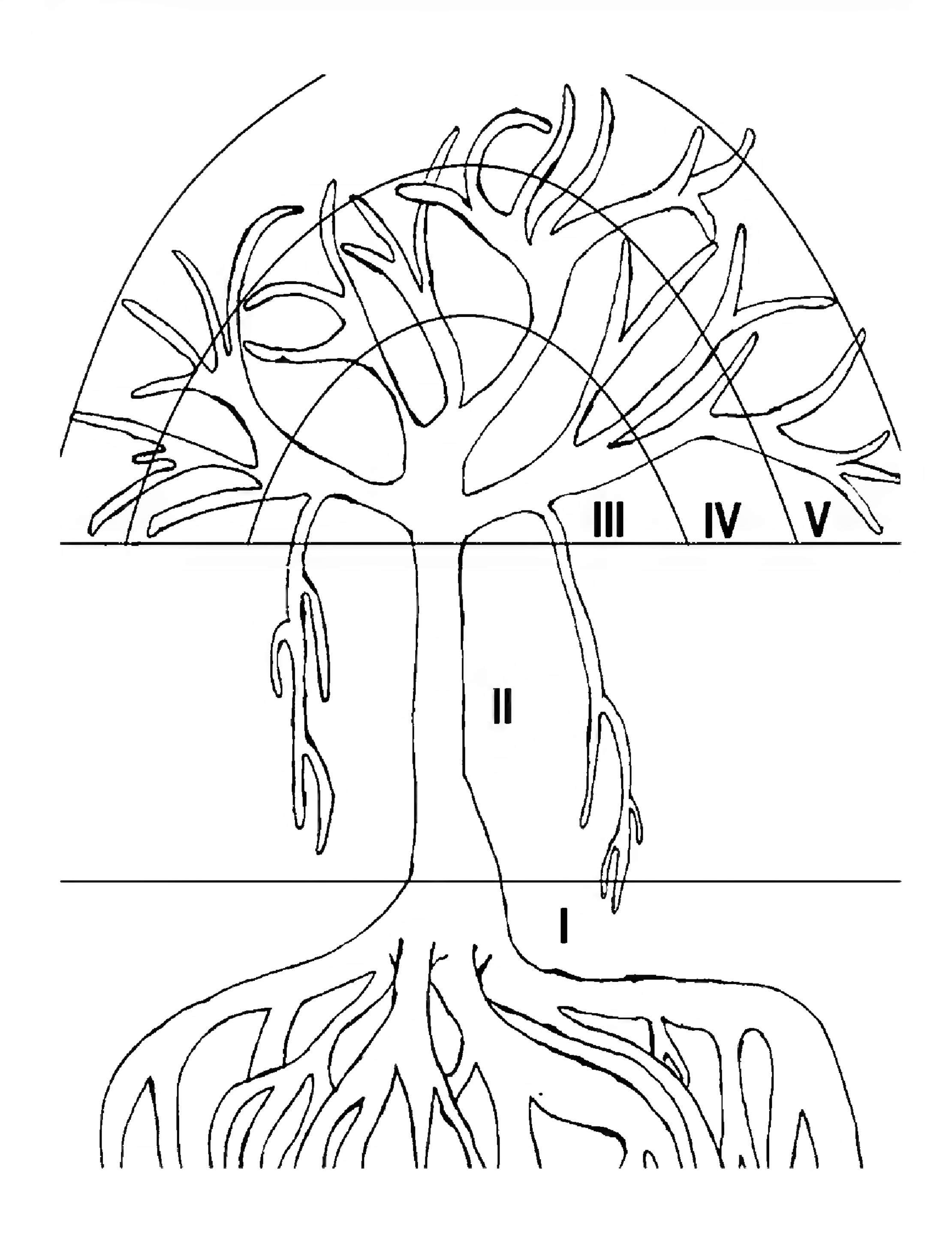


Figura 2: División del forófito considerada para este estudio. Estratificación vertical modificada de Johansson (1974). Ilustración: René Roblero Velasco.

Censo de epífitas

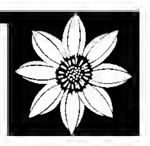
Se contabilizó la presencia-ausencia de las especies de epífitas vasculares presentes en cada forófito, que fue dividido en cinco zonas verticales (modificado de Johansson, 1974) para determinar la riqueza de epífitas en diferentes estratos: (I) raíces aéreas, (II) tronco, no se tomaron en cuenta aquellas raíces aéreas que contenían la zona del tronco y que no tocaban el suelo, por tal motivo tampoco eran parte de la zona de raíces aéreas, (III) base de la copa, (IV) parte media de la copa y, (V) parte exterior de la copa (Fig. 2).

La delimitación de plantas individuales suele ser difícil en las epífitas vasculares. Se definió a un individuo como un grupo de rizomas y hojas pertenecientes a una especie y que forma una posición delimitada, excluyendo las plántulas pequeñas que a menudo no se pueden identificar, y además pueden ser un componente inestable por las altas tasa de mortalidad en las partes altas del dosel (Sanford, 1968; Zotz y Schultz, 2008; Cach-Pérez et al., 2013). Para cada especie de epífita se colectaron especímenes para ser herborizados de acuerdo a Lot y Chiang (1986); los ejemplares obtenidos fueron depositados en el herbario HEM del Instituto de Ciencias Biológicas de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas en Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México.

Análisis de datos

Estructura y riqueza vertical

Para saber si había similitud florística entre las zonas verticales del forófito, se efectuó un análisis de agrupamiento (UPGMA) con el índice de Sørensen, el cual permite com-



parar dos o más zonas mediante la presencia/ausencia de especies en cada una de ellas (Moreno, 2001). Para determinar qué zona del forófito contenía la mayor riqueza de epífitas, se calculó el índice de Margalef, que estima la diversidad de una comunidad con base a la distribución numérica de los individuos de las diferentes especies en función del número de individuos existentes en la muestra analizada; en este caso, valores inferiores a dos indican baja diversidad y valores superiores a cinco son considerados como alta biodiversidad (Margalef, 1995). Para ambos casos se utilizó la plataforma estadística R (R Core Team, 2015).

Relación entre el tamaño del forófito y la riqueza de epífitas

Se ajustaron modelos de regresión lineal para explorar la relación entre las tres variables de los forófitos (altura, DAP y área de raíces aéreas) con la riqueza de epífitas con la plataforma estadística R (R Core Team, 2015). La altura y el DAP de los forófitos son las variables que más se utilizan en estudios de epífitas y pueden ser un tanto predecibles, es decir a mayor altura y DAP, mayor riqueza de epífitas vasculares (Flores-Palacios y García-Franco, 2006; Haro-Carrion et al., 2009; Wolf et al., 2009). Sin embargo, la tendencia en ecosistemas de manglar no podría ser tan predecible, puesto que el área de la cobertura de raíces aéreas es una variable que no se ha usado para estudios de epífitas en manglares.

Resultados

Riqueza y composición florística

Se registraron 17 especies de epífitas vasculares pertenecientes a cinco familias y 11 géneros (Cuadro 1). El 82%

Cuadro 1: Listado de especies de epífitas vasculares en *Rhizophora mangle* L. de la laguna El Cometa, Reserva de la Biosfera “Pantanos de Centla”, indicando presencia=1 y ausencia=0 de las especies en las zonas verticales del forófito, modificado de Johansson (1974).

Familia	Especie	Zonas verticales del forófito				
		I	II	III	IV	V
Araceae	*Anthurium schlechtendalii* Kunth	1	0	0	0	0
Cactaceae	*Selenicereus testudo* (Karw. ex Zucc.) Buxb.	1	1	1	1	1
	Selenicereus sp.	0	1	1	1	0
Bromeliaceae	*Aechmea bracteata* (Sw.) Griseb.	1	0	1	0	0
	Tillandsia balbisiana Schult. f.	1	0	1	0	0
	Tillandsia brachycaulos Schltdl.	1	0	1	1	0
	Tillandsia bulbosa Hook.	0	0	1	1	0
	Tillandsia streptophylla Scheidw. ex C. Morren	0	0	1	1	0
	Tillandsia sp.	1	1	1	0	0
Orchidaceae	*Catasetum integerrimum* Hook.	1	1	1	0	0
	Encyclia alata (Bateman) Schltr.	1	0	0	0	0
	Myrmecophila aff. *tibicinis* (Bateman) Rolfe	1	1	0	0	0
	Notylia barkeri Lindl.	1	0	0	0	0
	Trichocentrum cosymbephorum (C. Morren) R. Jiménez & Carnevali	1	0	1	0	0
	Trichocentrum sp.	1	0	0	0	0
Polypodiaceae	*Microgramma nitida* (J. Sm.) A.R. Sm.	1	1	0	0	0
	Phlebodium decumanum (Willd.) J. Sm.	1	0	1	0	0

de las especies se encontraron en las raíces aéreas (Cuadro 1; Fig. 4). Las familias más representativas son Orchidaceae y Bromeliaceae, ambas con seis especies; siendo los géneros *Tillandsia* L. (Bromeliaceae) y *Trichocentrum* Poepp. & Endl. (Orchidaceae), con cinco y dos especies respectivamente, los géneros con mayor representación.

Estructura y distribución vertical

Las zonas verticales del forófito más similares entre sí fueron I y III (IS=0.64) que comparten 47% del total de las especies (Fig. 3). Esto corresponde a ocho especies (*Aechmea bracteata* (Sw.) Griseb., *Catasetum integerrimum* Hook., *Selenicereus testudo* (Karw. ex Zucc.) Buxb., *Phlebodium decumanum* (Willd.) J. Sm., *Tillandsia balbisiana* Schult. f., *T. brachycaulos* Schltdl., *Tillandsia* sp. y *Trichocentrum cosymbephorum* (C. Morren) R. Jiménez & Carnevali. Las zonas II y IV comparten dos especies (*S. testudo* y *Selenicereus* sp.). En la zona V solo se halló a *S. testudo,* la cual también se encontró en todos los demás estratos del forófito. Según el cálculo de la riqueza obtenida mediante el índice de Margalef, la zona I es la que presenta mayor riqueza (5.17), seguida de III (4.17), II (2.79) y IV (2.48).

Relación entre el tamaño del forófito y la riqueza de epífitas

El modelo de regresión lineal entre la altura vs. riqueza, aunque fue significativa positiva, es la que presento menor inercia con la riqueza de epífitas (r=0.29, p=0.001) (Fig. 5A). El área de la cobertura de raíces aéreas y la riqueza

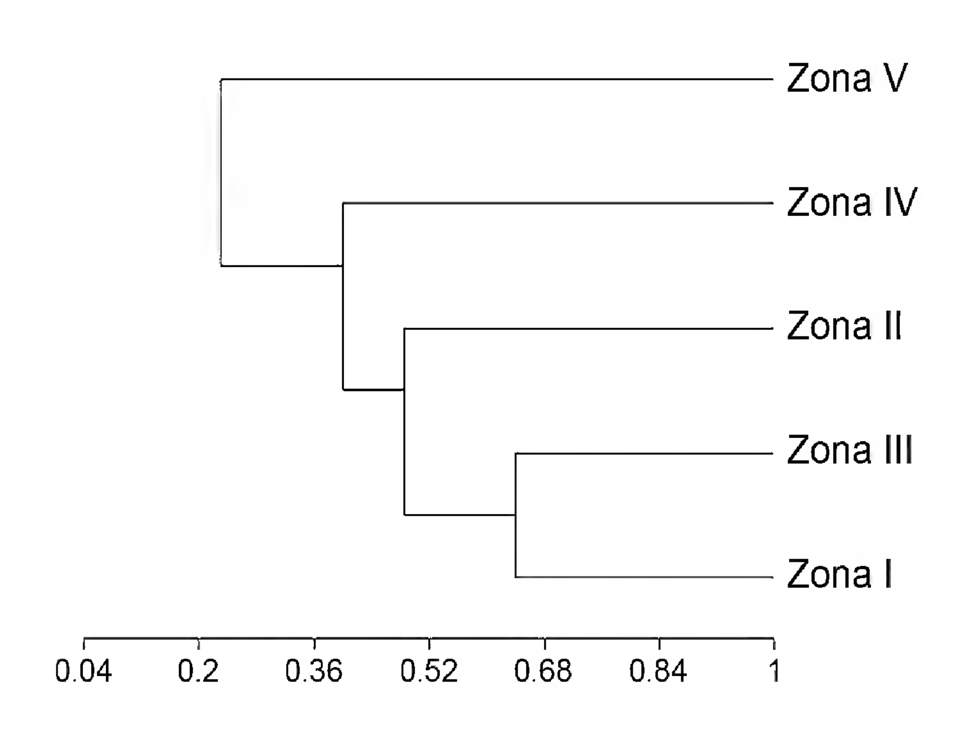


Figura 3: Análisis de agrupamiento (UPGMA) que muestra la relación de la similitud, utilizando el índice de similitud de Sørensen, entre los diferentes estratos verticales evaluados en forófitos de *Rhizophora mangle* L.



Figura 4. Epífitas en raíces aéreas de *Rhizophora mangle* L. A. *Aechmea bracteata* (Sw.) Griseb. (Bromeliaceae); B. *Catasetum integerrimum* Hook. (Orchidaceae); C. *Encyclia alata* (Bateman) Schltr. (Orchidaceae).

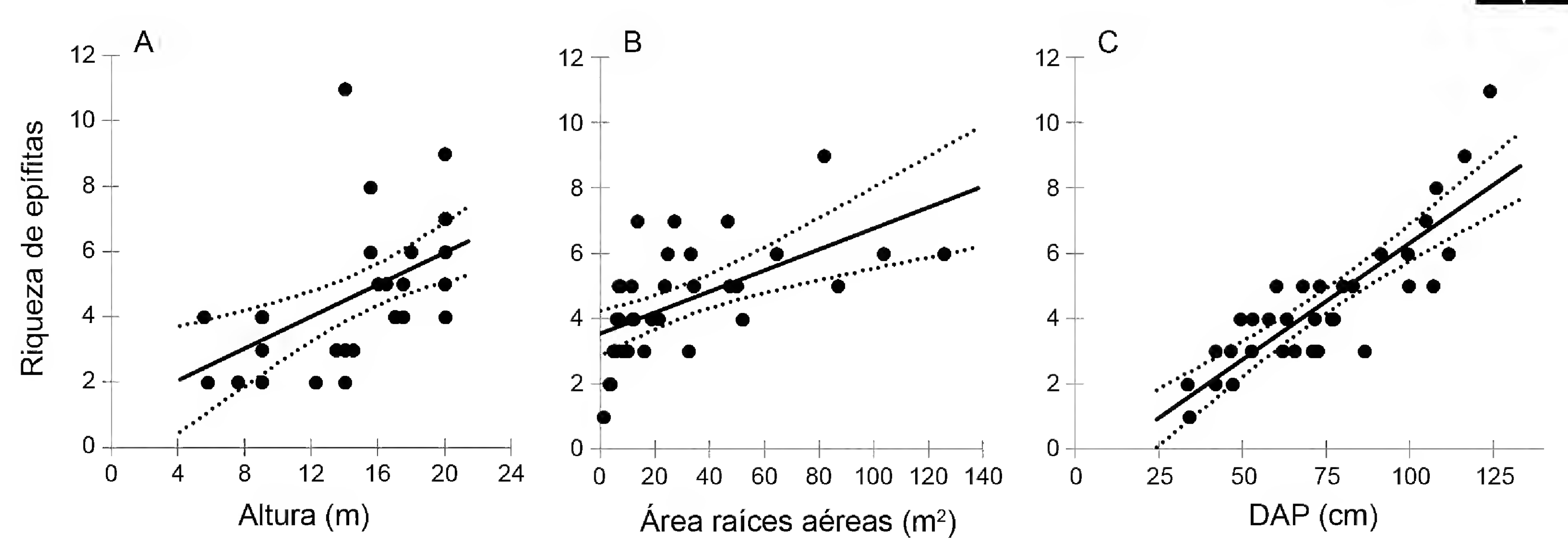


Figura 5: Relación entre la riqueza de especies y las variables del forófito. A. altura vs. riqueza (a=1.0732, b=3.2300, r^2=0.29, *p*=0.001); B. área de raíces vs. riqueza de epífitas (a=3.5483, b=3.2300, r^2=0.34, *p*<0.0001); C. DAP vs. riqueza (a=0.8158, b=7.1323, r^2=0.72, *p*<0.0001).

de epífitas fue significativa positiva (r=0.34, *p*<0.0001) (Fig. 5B) y el DAP vs. riqueza fue la que presentó mayor relación (r=0.72, *p*<0.0001) (Fig. 5C).

Discusión

Riqueza y composición florística

Se encontraron 17 especies que corresponden a 85% de las epífitas vasculares reportadas para la Reserva de la Biósfera "Pantanos de Centla" (Guadarrama-Olivera y Ortiz-Gil, 2000). Esta riqueza es similar a la reportada para el manglar de Jicacal, Veracruz con 22 especies, pero diferente a las 43 especies de Sontecomapan en el mismo estado y las siete reportadas para los Manglares de Marismas Nacionales en Nayarit (Valdez-Hernández, 2000). De esta manera la tercera hipótesis se rechaza parcialmente, debido a que la riqueza de epífitas en este manglar es relativamente alta y aunque no se tomaron datos del porcentaje de salinidad, Kauffman y colaboradores (2016) mencionan que El Cometa tiene un porcentaje de salinidad de 4±0.6 ppt en zonas donde se llevó a cabo este estudio, lo que indica que las epífitas de este lugar están soportando relativamente bajos niveles de salinidad, si se compara con los 25-40 ppt que pueden llegar a tener los manglares de las lagunas Celestún, Chelem y Términos de la península de Yucatán (Chuang et al., 2017).

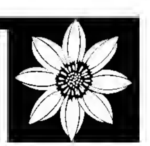
El género con mayor número de especies fue *Tillandsia*, lo que concuerda con lo encontrado por otros estudios en manglares de México y Guatemala (Gómez y Winkler, 1991; Dejean et al., 1995; Cach-Pérez et al., 2013; Chilpa-Galván et al., 2013). *Tillandsia* tiene semillas plumosas que le permiten dispersarse fácilmente por el viento, promoviendo su dispersión y debido a que algunas características de los forófitos (altura, DAP, tipo de corteza) están relacionadas con el anclaje de semillas dispersas por el viento, hacen que este género esté mejor adaptado a las condiciones ambientales presentes en los manglares (p. ej. Dejean et al., 1995; García-Franco y Rico-Gray, 1988). Además, la mayor parte de las especies de *Tillandsia* encontradas son tolerantes a la sequía, debido a su metabolismo del ácido crasuláceo (CAM) (Dejean et al., 1995; Graham y Andrade, 2004; Reyes-García et al., 2012; Chilpa-Galván et al., 2013). Esto a diferencia de otros grupos epífitos, como las orquídeas, cuya germinación y crecimiento dependen de la existencia de los hongos de mycorrhiza en las raíces (Lüttge, 1989). Sin embargo, el rocío por las mañanas podría estar favoreciendo una mayor diversidad de orquídeas epífitas (Jiménez-López, datos sin publicar), ya que esta humedad puede ser absorbida por el velamen de las raíces o los estomas en las hojas (de la Rosa-Manzano et al., 2014).

Se observó que las epífitas del Cometa son escasas comparadas con selvas bajas de Veracruz, donde se registraron 58 y 69 especies en dos parcelas de 0.15 ha (Hietz-Seifert et al., 1996) y en bosques mesófilo de montaña con 88-93 especies en tres parcelas de 0.32 ha (Krömer et al., 2014). Sin embargo, son más diversas comparándolas con otros manglares; Cach-Pérez et al. (2013) reportan dos especies en cinco parcelas de 0.1 ha en Yucatán, mientras que Chilpa-Galván et al. (2013) encontraron ocho especies en 11 parcelas de 0.1 ha en selvas bajas en Yucatán. Esto debido a que los bosques mesófilos de montaña tienen una alta heterogeneidad del hábitat, son topográficamente muy accidentadas y cuentan con un dosel cerrado. Estas variables crean microclimas distintos desde la parte alta del dosel hasta el suelo (Krömer et al., 2007a), favoreciendo una amplia distribución vertical en epífitas vasculares. En conjunto estos componentes con otros de tipo ecológico y de especiación, así como condiciones favorables de temperatura, precipitación y humedad favorecen la alta riqueza de epífitas vasculares dentro de este tipo de bosques (Gentry y Dodson, 1987; Benzing, 1990; Kreft et al., 2004; Küper et al., 2004; Zotz, 2005; Krömer et al., 2013).

Estructura y distribución vertical

Las raíces aéreas y el dosel interior tuvieron la mayor riqueza de especies. Esto puede estar determinado por los mecanismos de dispersión de las epífitas del dosel, cuyas semillas y/o plántulas pueden ser removidas por el viento o la lluvia y al caer alcanzan las raíces, que tienen un área amplia inmediatamente por debajo del forófito, lo cual también estaría explicando la alta similitud florística entre ambas zonas (Gómez y Winkler, 1991; Murren y Ellison, 1996). Este resultado está confirmando parcialmente la segunda hipótesis planteada, ya que en términos de similitud florística, las otras zonas del dosel (IV y V) no están directamente relacionadas con el área de las raíces. Nuestro estudio demuestra por primera vez que la superficie de las raíces aéreas proporciona un nicho adicional para la colonización de epífitas. Esto tiene que ver con mayor disposición del área, puesto que las especies epífitas aumentan con un mayor tamaño de los forófitos (Zotz et al., 2001; Flores-Palacios y García-Franco, 2006; Zotz y Schultz, 2008). Una mayor área provee nichos adicionales y microclimas más favorables para la colonización y crecimiento de epífitas (Krömer et al., 2007a; Cach-Pérez et al., 2013; Taylor y Burns, 2015). Lo anterior concuerda con los resultados de Zimmerman y Olmsted (1992), en árboles con ramas de mayor tamaño tuvieron una mayor colonización de especies epífitas en bosques sucesionalmente inundados, en 8 transectos de 150 m^2 en Quintana Roo, México. Aunque la cercanía con la hipersalinidad del agua es un factor que debería limitar esta presencia de epífitas, presumimos que la gran cantidad de lluvia contribuye a eliminar el exceso de sal contenida en las especies epífitas, similar a lo que pasa en manglares de Guatemala (Gómez y Winkler, 1991). Además, las especies epífitas en manglares prefieren las partes bajas de los forófitos, donde se observan microambientes menos variables, con menor incidencia de luz (Reyes-García et al., 2012; Cach-Pérez et al., 2013), a diferencia de los bosques mesófilos de montaña, que al contener un dosel cerrado y mayor humedad proveniente de la niebla, favorecen la presencia de epífitas en partes altas del dosel (Krömer et al., 2007a).

La zona III (dosel interno) es la segunda más rica, la cual puede estar favorecida por una mayor acumulación de material orgánico en las bifurcaciones de las ramas principales (Acebey y Krömer, 2001; Zotz y Andrade, 2002; Krömer et al., 2007a). Esto también contribuye al establecimiento de *A. bracteata* (Dejean et al., 1995, Dejean y Olmsted, 1997), una bromelia de tipo tanque que fue muy frecuente en el dosel interno de los forófitos, al preferir cortezas bien desarrolladas, bosques maduros con alta riqueza de árboles como lo son en El Cometa y las partes bajas de estos, donde las ramas son más estables para soportar su peso (Schultz, 2005; Goode y Allen, 2009). Por otro lado, la baja riqueza observada en la zona V puede ser resultado de la ausencia de material orgánico sobre las ramas delgadas, o bien, por el grado alto de luminosidad, periodos prolongados de sequía y altas temperaturas (Acebey y Krömer, 2001; Flores-Palacios y García-Franco, 2008; Hietz, 2010; Reyes-García et al., 2012).



Relación entre el tamaño del forófito y la riqueza de epífitas

Las raíces aéreas de *R. mangle* varían en longitud y grosor (Tomlinson, 2016), constituyendo así un espacio disponible más para que sea colonizado por epífitas, ampliando de esta forma sus nichos. Esta situación no está presente en otros tipos de vegetación y es reflejo de la particularidad del sistema de manglar. Aunque en el presente estudio la altura fue la relación más débil, se sabe que el tamaño del árbol hospedero influye positivamente en la riqueza de epífitas, ya que en forófitos con diámetros mayores, el área superficial es más extensa para el establecimiento de las mismas (Flores-Palacios y García-Franco, 2006; Krömer et al., 2007b). Por el contrario, Cach-Pérez et al. (2013) no encuentran una relación entre la altura y la abundancia de bromelias en manglares de Yucatán; no obstante, esto puede ser debido a la estatura baja de los individuos de *R. mangle*, que alcanzan una altura de 1.5 m, mientras que los forófitos de los manglares de la laguna El Cometa presentan una media de 17 m, aumentando el área disponible para la colonización de epífitas. Los forófitos de gran tamaño suelen ser más longevos, y por lo tanto, pueden estar disponibles por un lapso de tiempo mayor a la colonización de estas mismas (Acebey y Krömer, 2001; Flores-Palacios y García-Franco, 2006; Krömer et al., 2007b; Goode y Allen, 2009).

Conclusiones

El manglar de la laguna El Cometa contiene una riqueza relativamente alta de epífitas. Las familias mejor representadas son Bromeliaceae y Orchidaceae, las cuales son generalmente las más abundantes en este tipo de ecosistema en México. El tamaño de los forófitos determinó el establecimiento de epífitas, ya que los arboles de tallas mayores son colonizados por más de estas especies. Se demuestra la importancia de las raíces aéreas de *R. mangle* como un nicho adicional para la colonización de epífitas y no solo como soporte al suelo inestable de este ecosistema. No obstante, existen otras variables no consideradas en este estudio (p. ej., precipitación, humedad y salinidad, entre otros) que pueden influir en la riqueza de epífitas dentro del manglar. Se recomienda ampliar los estudios ecológicos de estas mismas en estos ecosistemas de México y el Neotrópico e incluir a las raíces aéreas y factores ambientales como unas variables importantes que potencialmente determinan la riqueza de especies.

Contribuciones de autores

DAJ, RRV y JGC idearon y diseñaron el estudio. NMM y GO interpretaron los datos, DAJ y GO realizaron los análisis. DAJ escribió el manuscrito y todos los autores contribuyeron a la revisión y aprobación del manuscrito final.

Financiamiento

Este estudio fue apoyado por el Centro del Cambio Global y la Sustentabilidad del Sureste (CCGSS), proyecto retos para la sustentabilidad en la cuenca del rio Usumacinta, ecosistemas, cambio climático y respuesta social (FOMIX-TAB-2012-C28-194316).

Agradecimientos

A Rubén Martínez Camilo y dos revisores anónimos por los comentarios que enriquecieron este manuscrito. A Jonathan V. Solorzano por realizar el mapa de la zona de estudio. Ana Fernández, Gerardo Cervantes, Jorge Navarro, Marco A. Domínguez y don Bruno Chávez por la asistencia en campo. A Ivon Ramírez Murillo por el apoyo en identificación en Bromeliaceae.

Literatura Citada

Acebey, A. y T. Krömer. 2001. Diversidad y distribución vertical de epífitas en los alrededores del campamento río Eslabón y de la laguna Chalalán, Parque Nacional Madidi, Dpto. La Paz, Bolivia. Revista de la Sociedad Boliviana de Botánica 3: 104-123.

Benzing, D. H. 1990. Vascular epiphytes: general biology and related biota. Cambridge University Press. Cambridge, UK. 346 pp.

Cach-Pérez, M. J., J. L. Andrade, N. Chilpa-Galván, M. Tamayo-Chim, R. Orellana y C. Reyes-García. 2013. Climatic and structural factors influencing epiphytic bromeliad

community assemblage along a gradient of water-limited environments in the Yucatán Peninsula, Mexico. Tropical Conservation Science 6(2): 283-302.

Chilpa-Galván, N., M. Tamayo-Chim, J. L. Andrade y C. Reyes-García. 2013. Water table depth may influence the asymmetric arrangement of epiphytic bromeliads in a tropical dry forest. Plant Ecology 214(8): 1037-1048. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11258-013-0229-3

Chuang, P. C., M. B. Young, A. W. Dale, L. G. Miller, J. A. Herrera Silveira y A. Paytan. 2017. Methane fluxes from tropical coastal lagoons surrounded by mangroves, Yucatán, Mexico. Journal of Geophysical Research: Biogeosciences 122: DOI: http://dx.doi.org/10.1002/2017JG003761.

de la Rosa-Manzano, E., J. L. Andrade, G. Zotz y C. Reyes-García. 2014. Epiphytic orchids in tropical dry forests of Yucatán, Mexico-Species occurrence, abundance and correlations with host tree characteristics and environmental conditions. Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants 209(2): 100-109. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.flora.2013.12.002

Dejean, A. y I. Olmsted. 1997. Ecological studies on *Aechmea bracteata* (Swartz) (Bromeliaceae). Journal of Natural History 31(9): 1313-1334. DOI: http://dx.doi.org/10.1080/00222939700770741

Dejean, A., I. Olmsted y R. R. Snelling. 1995. Tree-Epiphyte-Ant relationships in the low inundated forest of Sian Ka'an Biosphere Reserve, Quintana Roo, Mexico. Biotropica 27(1): 57-70. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2388903

Flores-Palacios, A. y J. G. García-Franco. 2006. The relationship between tree size and epiphyte richness: testing four different hypotheses. Journal of Biogeography 33(2): 323-330. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2699.2005.01382.x

Flores-Palacios, A. y J. G. García-Franco. 2008. Habitat isolation changes the beta diversity of the vascular epiphyte community in lower montane forest, Veracruz, Mexico. Biodiversity and Conservation 17(1): 191-207. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s10531-007-9239-6

Garcia-Franco, J. G. y V. Rico-Gray. 1988. Experiments on seed dispersal and deposition patterns of epiphytes. The case of *Tillandsia deppeana* Steudel (Bromeliaceae). Phytologia Plainfield NJ 65(1): 73-78.

Gentry, A. H. y C. H. Dodson. 1987. Diversity and biogeography of neotropical vascular epiphytes. Annals of the Missouri Botanical Garden 74(2): 205-233. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2399395

Giesen, W., S. Wulffraat, M. Zieren y L. Scholten. 2007. Mangrove guidebook for Southeast Asia. Mangrove guidebook for Southeast Asia. Bangkok, Thailandia. 769 pp.

Giri, C., E. Ochieng, L. L. Tieszen, Z. Zhu, A. Singh, T. Loveland, J. Masek y N. Duke. 2011. Status and distribution of mangrove forests of the world using earth observation satellite data. Global Ecology and Biogeography 20: 154-159. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1466-8238.2010.00584.x

Gómez, M. A. y S. Winkler. 1991. Bromelias en manglares del Pacífico de Guatemala. Revista de Biología Tropical 39(2): 207-214.

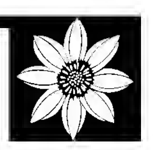
Goode, L. K. y M. F. Allen. 2009. Seed germination conditions and implications for establishment of an epiphyte, *Aechmea bracteata* (Bromeliaceae). Plant Ecology 204(2): 179-188. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11258-009-9582-7

Gradstein, S. R., N. M. Nadkarni, T. Krömer, I. Holz y N. Nöske. 2003. A protocol for rapid and representative sampling of vascular and non-vascular epiphyte diversity of tropical rain forest. Selbyana 24(1): 105-111.

Graham, E. A. y J. L. Andrade. 2004. Drought tolerance associated with vertical stratification of two co-occurring epiphytic bromeliads in a tropical dry forest. American Journal of Botany 91(5): 699-706. DOI: http://dx.doi.org/10.3732/ajb.91.5.699

Guadarrama-Olivera, M. A. y G. Ortiz-Gil. 2000. Flora de la reserva de la biósfera de los “Pantanos de Centla”, en el estado de Tabasco, México. Informe final SNIB-CONABIO. Proyecto No. L138. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Tabasco, México. http://www.inecc.gob.mx/descargas/publicaciones/179.pdf. (consultado abril 2015)

Haro-Carrión, X., T. Lozada, H. Navarrete, G. H. J. de Koning.



2009. Conservation of vascular epiphyte diversity in shade Cacao Plantations in the Chocó Region of Ecuador. Biotropica 41(4): 520-529. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1744-7429.2009.00510.x

Hietz, P. 2010. Ecology and ecophysiology of epiphytes in tropical montane cloud forests. In: Bruijnzeel, L. A., F. N. Scatena y L. S. Hamilton (eds.). Tropical Montane Cloud Forests: Science for Conservation and Management. Cambridge University Press. Nueva York, USA. pp.67-76.

Hietz-Seifert, U., P. Hietz y S. Guevara. 1996. Epiphyte vegetation and diversity on remnant trees after forest clearance in southern Veracruz, Mexico. Biological Conservation 75(2): 103-111. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/0006-3207(95)00071-2

INE. 2000. Programa de manejo de la Reserva de la Biosfera "Pantanos de Centla". Instituto Nacional de Ecología. México, D.F., México. 222 pp.

Johansson, D. 1974. Ecology of vascular epiphytes in West African Rain Forest. Acta Phytogeographica Suecica 59: 1-129.

Kauffman, J. B., H. H. Trejo, M. D. C. J. Garcia, C. Heider y W. M. Contreras. 2016. Carbon stocks of mangroves and losses arising from their conversion to cattle pastures in the Pantanos de Centla, Mexico. Wetlands Ecology and Management 24(2): 203-216. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11273-015-9453-z

Kreft, H., N. Köster, W. Küper, J. Nieder y W. Barthlott. 2004. Diversity and biogeography of vascular epiphytes in Western Amazonia, Yasuní, Ecuador. Journal of Biogeography 31(9): 1463-1476. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2699.2004.01083.x

Krömer, T., A. Acebey, J. Kluge y M. Kessler. 2013. Effects of altitude and climate in determining elevational plant species richness patterns: a case study from Los Tuxtlas, Mexico. Flora-Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants 208(3): 197-210. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.flora.2013.03.003

Krömer, T., J. G. García-Franco y T. Toledo-Aceves. 2014. Epífitas vasculares como bioindicadores de la calidad forestal: impacto antrópico sobre su diversidad y composición. In: González-Zuarth, C. A., A. Vallarino, J. C. Pérez-Jimenez y A. M. Low-Pfeng (eds.). Bioindicadores: guardianes de nuestro futuro ambiental. Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático (INECC) - El Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR). México, D.F. y Campeche, México. pp. 606-623

Krömer, T., M. Kessler y S. R. Gradstein. 2007a. Vertical stratification of vascular epiphytes in submontane and montane forest of the Bolivian Andes: the importance of the understory. Plant Ecology 189(2): 261-278. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11258-006-9182-8

Krömer, T., S. R. Gradstein y A. Acebey. 2007b. Diversidad y ecología de epífitas vasculares en bosques montanos primarios y secundarios de Bolivia. Ecología en Bolivia 42(1): 23-33.

Küper, W., H. Kreft, J. Nieder, N. Köster y W. Barthlott. 2004. Large-scale diversity patterns of vascular epiphytes in Neotropical montane rain forests. Journal of Biogeography 31(9): 1477-1487. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1365-2699.2004.01093.x

Lot, A. y F. Chiang. 1986 Manual de herbario: Administración y manejo de colecciones, técnicas y preparación de ejemplares botánicos. Consejo nacional de flora de México, A.C. México, D.F., México. 342 pp.

Lüttge, U. 1989. Vascular plants as epiphytes. Evolution and ecophysiology. Ecological Studies. Berlin, Germany. 263 pp.

Margalef, R. 1995. Ecología. Omega. Barcelona, España. 945 pp.

Martínez-Meléndez, N., M. A. Pérez-Farrera y A. Flores-Palacios. 2008. Estratificación vertical y preferencia de hospedero de las epífitas vasculares de un bosque nublado de Chiapas, México. Revista de Biología Tropical 56(4): 2069-2086.

Miranda, F. y E. Hernández-X. 1963. Los tipos de vegetación de México y su clasificación. Instituto de Biología. México, D.F., México. 176 pp.

Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T-Manuales y Tesis SEA. Zaragoza, España. 83 pp.

Murren, C. J. y A. M. Ellison. 1996. Effects of habitat, plant size, and floral display on male and female reproductive success

of the Neotropical orchid *Brassavola nodosa*. Biotropica 28(1): 30-41. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2388769

Poungparn, S. y A. Komiyama. 2013. Net ecosystem productivity studies in mangrove forests. Reviews in Agricultural Science 1: 61-64. DOI: http://dx.doi.org/10.7831/ras.1.61

R Core Team. 2015. R: A language and environment for statistical computing, version3.2.3. programa distribuido por el autor. R Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria. https://www.r-project.org/.

Reyes-García, C., M. Mejía-Chang y H. Griffiths. 2012. High but not dry: diverse epiphytic bromeliad adaptations to exposure within a seasonally dry tropical forest community. New Phytologist 193: 745-754. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1469-8137.2011.03946.x

Rodríguez-Rodríguez, E. 2002. Las lagunas continentales de Tabasco. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Tabasco, México. 245 pp.

Rodríguez-Zúñiga, M. T., C. Troche-Souza, A. D. Vázquez-Lule, J. D. Márquez-Mendoza, B. Vázquez-Balderas, L. Valderrama-Landeros, S. Velázquez-Salazar, M. I. Cruz-López, R. Ressl, A. Uribe-Martínez, S. Cerdeira-Estrada, J. AcostaVelázquez, J. Díaz-Gallegos, R. Jiménez-Rosenberg, L. Fueyo-Mac Donald y C. Galindo-Leal. 2013. Manglares de México/Extensión, distribución y monitoreo. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. 128 pp.

Sanford, W. W. 1968. Distribution of epiphytic orchids in semi-deciduous tropical forest in southern Nigeria. Journal of Ecology 56(3): 697-705. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2258101

Schultz, G. P. 2005. Vascular flora of the El Edén Ecological Reserve, Quintana Roo, Mexico. The Journal of the Torrey Botanical Society 132(2): 311-322. DOI: http://dx.doi.org/10.3159/1095-5674(2005)132[311:VFOTEE]2.0.CO;2

SEMARNAT. 2010. NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorias de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. Cd. Mx., México. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5173091&fecha=30/12/2010

Spalding, M., M. Kainuma y L. Collins. 2010. World atlas of mangroves. Earthscan. London, UK and Washington, DC., USA. 305 pp.

Taylor, A. y K. Burns. 2015. Epiphyte community development throughout tree ontogeny: an island ontogeny framework. Journal of Vegetation Science 26(5): 902-910. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/jvs.12289

Tomlinson, P. B. 2016. The botany of mangroves. 2 ed. Cambridge University Press. Cambridge, UK. 413 pp.

Valdez-Hernández, J. I. 2000. Flora vascular de los manglares de Marismas Nacionales, Estado de Nayarit. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/InfS131.pdf (consultado marzo de 2015).

Wolf, J. H. D., S. R. Gradstein y N. M. Nadkarni. 2009. A protocol for sampling of vascular epiphytes richness and abundance. Journal of Tropical Ecology 25(2): 107-121. DOI: http://dx.doi.org/10.1017/S0266467408005786

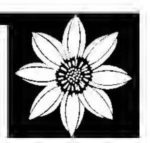
Zimmerman, J. K. y I. C. Olmsted. 1992. Host tree utilization by vascular epiphytes in a seasonally inundated forest (Tintal) in Mexico. Biotropica 24(3): 402-407. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2388610

Zotz, G. 2005. Vascular epiphytes in the temperate zones - a review. Plant Ecology 176(2): 173-183. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s11258-004-0066-5

Zotz, G. 2013. The systematic distribution of vascular epiphytes - a critical update. Botanical Journal of the Linnean Society 171(3): 453-481. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/boj.12010

Zotz, G. 2016. Physiological ecology. In: Zotz, G. (ed.). Plants on plants - The biology of vascular epiphytes. Springer. Cham, Switzerland. Pp. 95-137. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/978-3-319-39237-0

Zotz, G. y J. L. Andrade. 2002. La ecología y la fisiología de las epifitas y las hemiepífitas. In: Guariguata, M. R. y G. H. Kattan (eds.). Ecología y conservación de bosques neotropicales. Editorial Libro Universitario Regional. Cartago, Costa Rica. Pp. 271-296.

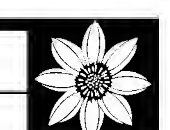


Zotz, G. y N. Reuter. 2009. The effect of exposure to sea water on germination and vegetative growth of an epiphytic bromeliad. Journal of Tropical Ecology 25(3): 311-319. DOI: https://doi.org/10.1017/S0266467409006014

Zotz, G. y S. Schultz. 2008. The vascular epiphytes of a lowland forest in Panama species composition and spatial structure. Plant Ecology 195(1): 131-141. DOI: https://doi.org/10.1007/s11258-007-9310-0

Zotz, G., P. Hietz y G. Schmidt. 2001. Small plants, large plants: the importance of plant size for the physiological ecology of vascular epiphytes. Journal of Experimental Botany 52(363): 2051-2056. DOI: https://doi.org/10.1093/jexbot/52.363.2051

Acta Botanica Mexicana 121: 139-149 Octubre **2017**



Riqueza de la familia Orchidaceae en un bosque mesófilo de montaña en Chocamán, Veracruz, México

Richness of the Orchidaceae family in a cloud forest of Chocamán, Veracruz, Mexico

Olga Tejeda-Sartorius[1,3], María de los Ángeles Aída Téllez-Velasco[2]

1 Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Carretera México-Texcoco km 36.5, Montecillo, 56230 Texcoco, Estado de México, México.

2 Universidad Nacional Autónoma de México, Jardín Botánico del Instituto de Biología, Delegación Coyoacán, 04510 Cd. Mx., México.

3 Autor para la correspondencia: olgats@colpos.mx

Citar como:
Tejeda-Sartorius, O. y M. A. Téllez-Velasco. 2017. Riqueza de la familia Orchidaceae en un bosque mesófilo de montaña en Chocamán, Veracruz, México. Acta Botanica Mexicana 121: 139-149. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1177

Recibido: 26 de octubre de 2016.
Revisado: 20 de abril de 2017.
Aceptado: 23 de junio de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1177

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: Existen fragmentos de bosque mesófilo de montaña (BMM) en el centro de Veracruz que no se han estudiado florísticamente. El objetivo de la presente investigación fue registrar la riqueza de orquídeas en un fragmento de este tipo de bosque en Chocamán, Veracruz.

Métodos: Se hizo trabajo de recolección de ejemplares, así como revisión de colecciones científicas e información bibliográfica.

Resultados clave: El listado incluyó 36 especies pertenecientes a 25 géneros. *Epidendrum* fue el género con mayor número de especies (7), seguido por *Dichaea, Lycaste, Oncidium, Prosthechea* y *Stelis,* con dos cada uno, el resto de los géneros estuvo representado por una. Cuatro especies son endémicas de México (*Epidendrum longipetalum, Gongora galeata, Oncidium incurvum* y *Trichocentrum pachyphyllum*), y dos están protegidas por la legislación mexicana (*O. incurvum* y *Stanhopea oculata*). *Epidendrum magnoliae* y *Epidendrum* cf. *radioferens* son nuevos registros para la flora de Veracruz.

Conclusiones: La orquideoflora aquí estudiada enfrenta problemas debido al cambio de uso de suelo y la extracción ilegal para comercio, por lo que urgen medidas para su conservación.

Palabras clave: bosque de niebla, endemismo, listado florístico, NOM-059, orquideoflora, región prioritaria de bosque mesófilo de montaña.

Abstract:

Background and Aims: Some fragments of cloud forest (CF) in central Veracruz have not been studied floristically. The aim of the present investigation was to record the richness of orchids in a fragment of this type of forest in Chocamán, Veracruz.

Methods: Specimens were collected and scientific collections and bibliographic information were revised.

Key results: The list included 36 species, belonging to 25 genera. *Epidendrum* was the genus with more species (7), followed by *Dichaea*, *Lycaste*, *Oncidium*, *Prosthechea* and *Stelis*, with two each one, and all other genera were represented by one species. Four species are endemic to Mexico (*Epidendrum longipetalum*, *Gongora galeata*, *Oncidium incurvum* and *Trichocentrum pachyphyllum*); and two are protected by the Mexican legislation (*O. incurvum* and *Stanhopea oculata*). *Epidendrum magnoliae* and *Epidendrum* cf. *radioferens* are new records for the Veracruz flora.

Conclusions: The orchid flora studied here faces problems because of the land-use change and illegal extraction for trade, thus conservation measures are urgent.

Key words: cloud forest, endemism, floristic list, NOM-059, orchid flora, priority region of cloud forest.

Introducción

La familia Orchidaceae constituye uno de los grupos de plantas más vulnerables a los desafíos ambientales (Villaseñor, 2010), ya que son plantas asociadas a ambientes específicos, y pueden indicar la presencia o abundancia de otras especies (Newmark, 2002). Las orquídeas están adaptadas a factores abióticos del hábitat, tienen una relación simbiótica con las micorrizas y presentan mecanismos de polinización definidos (Akhalkatsi et al., 2014).

En México están registradas 1260 especies y 170 géneros de orquídeas, con 40% de endemismos (Soto-Arenas et al., 2007a; Salazar, 2009) y ocupan el tercer lugar a nivel nacional en cuanto a mayor diversidad taxonómica, siendo superadas por las familias Asteraceae y Fabaceae (Villaseñor, 2003; Hágsater et al., 2005).

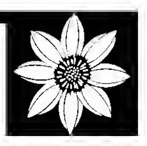
Los ecosistemas de México más ricos y diversos en orquídeas son el bosque mesófilo de montaña (BMM), donde se encuentran 60% de sus especies, así como la selva tropical húmeda del sur del país (Rzedowski, 1996; Hágsater et al., 2005; Salazar, 2009).

A nivel mundial, el BMM es un ecosistema amenazado, ocupa un área de casi 381,000 km^2, aproximadamente 0.26% de la superficie terrestre y representa 2.5% de la superficie total de los bosques tropicales (Sánchez-Ramos y Dirzo, 2014). Se estima que en México ocupa cerca de 17,000 km^2, lo que representa menos de 1% del territorio nacional (Sánchez-Ramos y Dirzo, 2014). Este ecosistema enfrenta serias amenazas que ponen en peligro su biodiversidad, tales como la ganadería, la tala ilegal y, en menor medida, aunque también con impactos severos, la conversión a cultivos agrícolas y la expansión de los asentamientos humanos (CONABIO, 2010). Otros autores señalan al cambio climático, el calentamiento global y la extracción selectiva de especies como importantes factores de riesgo para las orquídeas (Soto-Arenas et al., 2007b). El tipo de bosque mencionado en el estado de Veracruz cubre un área de 135,271 ha aproximadamente, incluyendo cafetales bajo sombra que se desarrollan en su cobertura (Castillo-Campos et al., 2011).

Después de Chiapas y Oaxaca, Veracruz es el estado mexicano con mayor biodiversidad (Gómez-Pompa y Castillo-Campos, 2010). Para Orchidaceae, uno de sus grupos más importantes, gracias al trabajo florístico realizado en el estado, se ha proporcionado continuamente material para describir nuevas especies o registrar taxones previamente no conocidos en su flora (Sosa y Gómez-Pompa, 1994; García-Cruz y Sánchez, 1999; Salazar, 2005; Castillo-Campos et al., 2009; Solano-Gómez, 2010; García-Cruz y Sosa, 2011; Castañeda-Zárate et al., 2012). Así, el registro más actual de orquídeas de Veracruz asciende a 433 especies (Castañeda-Zárate et al., 2012). La riqueza de Orchidaceae en el BMM de México es de 443 especies repartidas en 139 géneros (Villaseñor y Gual-Díaz, 2014), de las cuales en el BMM de Veracruz prosperan 257 especies en 93 géneros (Villaseñor, 2010).

Las orquídeas son un grupo botánico característico en la composición y estructura del BMM (Rzedowski, 1996; Williams-Linera et al., 2002; Castillo-Campos et al., 2005; García-Franco et al., 2008; García-Franco, 2012; Espejo-Serna, 2014; Villaseñor y Gual-Díaz, 2014). Varios trabajos incluyen exclusivamente a la familia Orchidaceae del BMM del centro de Veracruz (Williams-Linera et al., 1995; García-Franco et al., 2008; Torres-Cantú, 2009; Viccon-Esquivel, 2009; Castillo-Hernández, 2013), pero los listados de florística local siguen siendo un complemento importante al inventario de orquídeas de dicho ecosistema en la región.

Ruíz-Jiménez et al. (2012) mencionan que en 18 localidades del centro de Veracruz se han llevado a cabo estudios florísticos o ecológicos en el BMM. Sin embargo, a pesar de las investigaciones realizadas, existen fragmentos aún sin explorarse (García-Franco et al., 2008) en los cuales la orquideoflora requiere ser analizada. Una de estas áreas se encuentra en el municipio Chocamán, donde las orquídeas son un componente importante de su biodiversidad. Aun cuando en dicha región se mantienen zonas conservadas, otras han sido deforestadas y destinadas a actividades agropecuarias tradicionales (PMD, 2008-2010), lo que pone en riesgo las poblaciones de orquídeas. En trabajos preliminares de la zona, Tejeda-Sartorius et al. (2013) reportaron 34 especies, mientras que Baltazar-Bernal et al. (2014), 19.



El objetivo del presente estudio fue complementar el inventario de Orchidaceae en un fragmento de BMM en el suroeste de Chocamán, Veracruz.

Materiales y Métodos

Área de estudio

El área de estudio se localiza al suroeste del municipio Chocamán, que pertenece a la zona denominada "Región de las Montañas", del estado de Veracruz, la cual comprende las comunidades de Tepexilota y algunos otros poblados más pequeños como El Carrizal y Guayabos. El sitio se ubica entre los márgenes de los ríos Metlac y Texalapa dentro de un polígono que presenta las siguientes coordenadas extremas: 18°59'40.1"-18°59'40.35"N, 97°05'54.17"-97°06'22.58"O y 18°58'23.18"-18°59'40.1"N; 97°04'17.11"-97°05'54.17"O. La altitud varía de 1322 a 1749 m (Fig. 1) (Baltazar-Bernal et al., 2014; SEFIPLAN, 2015).

El BMM en la zona de estudio presenta como especies arbóreas a *Liquidambar styraciflua* L. (ocozote), *Platanus* L. (álamo, haya), *Quercus* L. (encino), *Fraxinus* Tourn ex L. (fresno) y *Populus* L. (álamo).

Revisión de herbarios

Se revisaron ejemplares de la familia Orchidaceae provenientes del BMM en Veracruz y de manera particular, colectados en la región de estudio, depositados en las colecciones de los siguientes herbarios nacionales: AMO, CHAPA, CORU, FCMF, MEXU, XAL. Se consideraron ejemplares cuyas etiquetas indicaron "bosque mesófilo de montaña", "bosque de niebla", "bosque de neblina", "bosque de *Liquidambar*" o "bosque de *Pinus-Quercus* con *Liquidambar*", según lo indicado por Villaseñor (2010). Se elaboró una base de datos en Microsoft Office Excel en donde se incluyeron los datos de las etiquetas de los ejemplares examinados de los herbarios indicados, así como los datos de los ejemplares colectados durante el presente estudio.

Figura 1: Ubicación de la zona de estudio, perteneciente al municipio Chocamán, Veracruz, México.

Recolección de orquídeas

Los sitios de colecta fueron establecidos con ayuda de cartas topográficas i) Coscomatepec de Bravo E14B46, Puebla y Veracruz, Escala 1:50,000 y ii) Orizaba E14B56, Veracruz y Puebla, Escala 1:50,000 (INEGI, 2002); las cuales nos proporcionaron representatividad del área geográfica de estudio. Debido a lo abrupto de su topografía, se siguieron rutas de zonas conservadas indicadas por los pobladores locales. En total, se recorrieron 16.58 km, cubriendo un área de 2.96 km^2, donde se marcaron 200 puntos aleatorios de recolección; cada uno de éstos fue georreferenciado con un equipo GPS (GARMIN® eTrex Legend® H). Se realizaron 13 salidas de trabajo entre junio de 2012 y septiembre de 2013.

Los ejemplares se recolectaron en estado vegetativo, ya que los ejemplares en floración y/o fructificación fueron escasos. Para cada individuo observado se hizo un registro fotográfico y se colectó una división que fue trasladada al Jardín Botánico de la UNAM para su cultivo y resguardo, siguiendo las recomendaciones señaladas en el Plan de Manejo de la Colección (Téllez-Velasco, 2007). Cada semana se tomaron datos fenológicos de los ejemplares cultivados, y cuando éstos alcanzaron su estado de floración, se fotografiaron para hacer la determinación, así como la actualización de los nombres de las especies de acuerdo con trabajos taxonómicos recientes, tales como los de Pridgeon et al. (2005, 2009), Blanco et al. (2007), Soto-Arenas et al. (2007a) y Chase et al. (2015).

Resultados

Riqueza de orquídeas

La riqueza de orquídeas incluyó 36 especies pertenecientes a 25 géneros y dos subfamilias. *Epidendrum* L. fue el género con más especies (7), seguido por *Dichaea* Lindl., *Lycaste* Lindl., *Oncidium* Sw., *Prosthechea* Knowles & Westc. y *Stelis* Sw., con dos cada uno. El resto de los géneros estuvo representado por una (Cuadro 1). En la figura 2 se observan algunas especies representativas del estudio.

La subfamilia Epidendroideae estuvo representada por 35 especies, una de las cuales (*Govenia* sp.) es terrestre, hábito que comparte *Stenorrhynchos* cf. *glicensteinii* Christenson, de la subfamilia Orchidoideae.

Epidendrum cf. *radioferens* (Ames, F.T. Hubb. & C. Schweinf.) Hágsater y *Epidendrum magnoliae* Muhl. se consideran nuevos registros para Veracruz. La primera solo es conocida de Oaxaca, Chiapas y Centroamérica; la segunda se conocía de Nuevo León, Tamaulipas y San Luis Potosí, así como del sureste de Estados Unidos de América.

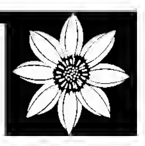
En las colecciones herborizadas revisadas no se localizó ningún ejemplar proveniente de la zona específica de estudio, si bien hubo algunos registros depositados en AMO, CORU, FCMF, MEXU, XAL que indican "BMM" y "Chocamán" como lugar de procedencia: *Epidendrum nitens* Rchb.f., *Isochilus major* Schltdl. & Cham., *Prosthechea ochracea* (Lindl.) W.E. Higgins, *Prosthechea pseudopygmaea* (Finet) W.E. Higgins, los cuales coincidieron con las especies encontradas en el presente trabajo, excepto *E. nitens* (Cuadro 1) la cual no se incluyó en nuestro listado porque la ficha de registro de la colección no contiene datos de latitud ni longitud que precise la localidad.

Endemismo y categoría de riesgo de las especies inventariadas

De las orquídeas presentes en el área de estudio cuatro especies son endémicas de México: i) *Epidendrum longipetalum* A. Rich. & Galeotti, ii) *Gongora galeata* (Lindl.) Rchb.f., iii) *Oncidium incurvum* Barker ex Lindl., y iv) *Trichocentrum pachyphyllum* (Hook.) R. Jiménez & Carnevali (Fig. 2, excepto la última). Dos especies están incluidas en la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2010) como especies amenazadas: *Oncidium incurvum* y *Stanhopea oculata* (G. Lodd.) Lindl. (Fig. 2).

Discusión

En un trabajo preliminar, Tejeda-Sartorius et al. (2013) reportaron 34 especies incluidas en 24 géneros para la misma zona de estudio. Al finalizar el presente inventario, se modifica ese dato (36 especies y 25 géneros). Así, la riqueza de orquídeas reportadas para dicha área de estudio representa 8.12% de la orquideoflora nacional re-



Cuadro 1: Especies presentes en el bosque mesófilo de montaña en la región suroeste de Chocamán, Veracruz, México. En=Endémica; NEn=No Endémica; A=Amenazada; Ep=Epífita; T=Terrestre. *=ejemplares observados *in situ* (solo se tienen fotografías digitales y no hay material en cultivo).

Nombre científico	Ejemplar de respaldo (registro fotográfico, ejemplar cultivado o cita bibliográfica)	Categoría de riesgo/ Endemismo	Hábito de crecimiento	Altitud (m)
Brassia verrucosa Bateman ex Lindl.	Fotografía: IMG4875 - IMG4933* y Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1430, 1483, 1749
Camaridium densum (Lindl.) M.A. Blanco	MX-JB-008-DF-8112	NEn	Ep	1650
Campylocentrum schiedei (Rchb.f.) Benth. ex Hemsl.	Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1430
Coelia macrostachya Lindl.	MX-JB-008-DF-8099 y Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1394,1438, 1681
Comparettia falcata Poepp. ex Endl.	Baltazar et al., 2014		Ep	1394
Chysis leavis Lindl.	MX-JB-008-DF-8100	NEn	Ep	1505
Dichaea glauca (Sw.) Lindl.	MX-JB-008-DF-8097	NEn	Ep	1481
Dichaea neglecta Schltr.	MX-JB-008-DF-8098	NEn	Ep	1583
Elleanthus cynarocephalus (Rchb.f.) Rchb.f.	MX-JB-008-DF-8101 y Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1430, 1649
Epidendrum longipetalum A. Rich. & Galeotti	MX-JB-008-DF-8102	En	Ep	1667
Epidendrum magnoliae Muhl.	Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1430
Epidendrum melistagum Hágsater	Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1430, 1322
Epidendrum mixtum Schltr.	MX-JB-008-DF-8103	NEn	Ep	1976
Epidendrum parkinsonianum Hook.	MX-JB-008-DF-8104	NEn	Ep	1710
Epidendrum cf. *radioferens* (Ames, F.T. Hubb & C. Schweinf.) Hágsater	Fotografía: IMG3424 - IMG3959*	NEn	Ep	1694
Epidendrum veroscriptum Hágsater	MX-JB-008-DF-8105	NEn	Ep	1384
Gongora galeata (Lindl.) Rchb. f.	MX-JB-008-DF-8106 y Baltazar et al., 2014	En	Ep	1600, 1409, 1358
Govenia sp.	Fotografía: IMG3284 - IMG3292*	NEn	T	1527
Isochilus major Schltdl. & Cham.	MX-JB-008-DF-8107 y Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1322, 1358, 1370, 1394, 1483, 1580
Jacquiniella equitantifolia (Ames) Dressler	MX-JB-008-DF-8108	NEn	Ep	1681
Leochilus carinatus (Knowles & Westc.) Lindl.	MX-JB-008-DF-8109 y Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1322, 1358, 1370, 1409, 1430, 1467
Lycaste aromatica (Graham ex Hook.) Lindl.	MX-JB-008-DF-8110 y Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1483, 1574,
Lycaste deppei (Lodd.) Lindl.	MX-JB-008-DF-8111 y Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1483, 1553,
Malaxis wercklei (Schltr.) Ames	Fotografía: IMG3114 - IMG3127*	NEn	Ep	1521
Maxillariella variabilis (Bateman ex Lindl.) M.A. Blanco & Carnevali	MX-JB-008-DF-8113	NEn	Ep	1418
Oncidium incurvum Barker ex Lindl.	Fotografía: IMG3271*	A/ En	Ep	1430

Cuadro 1: Continuación.

Nombre científico	Ejemplar de respaldo (registro fotográfico, ejemplar cultivado o cita bibliográfica)	Categoría de riesgo/ Endemismo	Hábito de crecimiento	Altitud (m)
Oncidium stenoglossum (Schltr.) Dressler & N.H. Williams	Baltazar et al., 2014	NEn	Ep	1483
Prosthechea ochracea (Lindl.) W.E. Higgins	MX-JB-008-DF-8114	NEn	Ep	1463
Prosthechea pseudopygmaea (Finet) W.E. Higgins	MX-JB-008-DF-8115	NEn	Ep	1731
Rynchostele sp.	Fotografía digital	NEn	Ep	1418
Sobralia macrantha Lindl.	MX-JB-008-DF-8116	NEn	Ep	1702
Stanhopea oculata (G. Lodd.) Lindl.	MX-JB-008-DF-8117 y Baltazar et al., 2014	A/NEn	Ep	1358, 1483, 1553
Stelis emarginata (Lindl.) Soto Arenas & Solano	MX-JB-008-DF-8118	NEn	Ep	1489
Stelis sp.	Baltazar et al., 2014		Ep	1358
Stenorrhynchos cf. *glicensteinii* Christenson	Fotografía: IMG3921 - IMG3929	NEn	Ep	1428
Trichocentrum pachyphyllum (Hook.) R. Jiménez & Carnevali	MX-JB-008-DF-8119 y Baltazar et al., 2014	En	Ep	1430, 1441

gistrada para el BMM de acuerdo con Villaseñor y Gual-Díaz (2014), así como 14% de la que crece en el BMM de Veracruz, según Villaseñor (2010).

Baltazar-Bernal et al. (2014) reportaron 19 especies de orquídeas para una zona de Chocamán cercana a nuestros puntos de muestreo. Para fines exclusivos de una correcta comparación del listado de dichos autores con el que aquí se presenta, se consideró necesario actualizar los nombres científicos que fueron incorrectamente aplicados por dichos autores:

i) *Dichaea pendula* (Aubl.) Cogn., especie de las Antillas, Centro y Sudamérica, de la que no hay evidencia de su presencia en México (Llamacho y Larramendi, 2005). Por nuestras observaciones, consideramos que el nombre correcto es *D. neglecta* Schltr., la cual encontramos presente en la zona de estudio.

ii) *Chysis aurea* Lindl. no es nativa de México pero sí de Sudamérica. El nombre ha sido utilizado erróneamente para otras especies (Soto-Arenas et al., 2007a) y nosotros observamos *in situ C. laevis* Lindl.

iii) *Epidendrum paniculatum* Ruiz & Pav., se distribuye desde Belice hasta Argentina (Pridgeon, 1992; Dressler, 1993), por lo que se sugiere que el nombre correcto es *E. veroscriptum* Hágsater.

En relación con las especies *Elleanthus cynarocephalus* (Rchb.f.) Rchb.f., *Epidendrum magnoliae* y *Trichocentrum pachyphyllum* reportadas en el presente trabajo, Baltazar-Bernal et al. (2014) las mencionan con sus nombres sinónimos: *Elleanthus capitatus* (Poepp. & Endl.) Rchb.f., *Epidendrum conopseum* R. Br. y *Oncidium cavendishianum* Bateman, respectivamente. Con base en lo anterior, se resume que de las 19 especies que Baltazar-Bernal et al. (2014) reportaron en su listado, 13 coincidieron con el nuestro. Las seis restantes se agregaron a nuestra investigación (Cuadro 1).

En su mayoría, las orquídeas de la zona de estudio son especies que se distribuyen en el BMM de otras regiones de México (Williams-Linera et al. 1995; Ponce-Vargas et al., 2006; Torres-Cantú, 2009; Viccon-Esquivel, 2009; Pérez-Farrera et al., 2012; Castillo-Hernández,

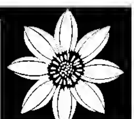


Figura 2: Especies de orquídeas presentes en el bosque mesófilo de montaña de la región suroeste de Chocamán, Veracruz. Especies endémicas de México: A. *Epidendrum longipetalum* A. Rich. & Galeotti; B. *Gongora galeata* (Lindl.) Rchb.f.; especies incluidas en la NOM-059-SEMARNAT-2010: C. *Oncidium incurvum* Barker ex Lindl.; D. *Stanhopea oculata* (G. Lodd.) Lindl. Otras especies que conformaron la riqueza de orquídeas de la zona de estudio: E. *Epidendrum veroscriptum* Hágsater; F. *Lycaste aromatica* (Graham ex Hook.) Lindl.; G. *L. deppei* (Lodd.) Lindl.; H. *Prosthechea pseudopygmaea* (Finet) W.E. Higgins; I. *Dichaea neglecta* Schltr.; J. *Jacquiniella equitantifolia* (Ames) Dressler; K. *Sobralia macrantha* Lindl.; L. *Brassia verrucosa* Bateman ex Lindl.; M. *Coelia macrostachya* Lindl.; N. *Leochilus carinatus* (Knowles & Westc.) Lindl.; O. *Chysis leavis* Lindl.; P. *Stenorrhynchos* cf. *glicensteinii* Christenson; Q. *Isochilus major* Schltdl. & Cham.; R. *Maxillariella variabilis* (Bateman ex Lindl.) M.A. Blanco & Carnevali.

2013) o bien, extienden su distribución hacia Centro y Sudamérica. Algunas de ellas también ocurren en las Antillas, como *Dichaea glauca* (Sw.) Lindl. y *Elleanthus cynarocephalus*. Tal como señala Rzedowski (1996), los géneros de orquídeas característicos del BMM de México son casi todos americanos.

Epidendrum mixtum Schltr., *Epidendrum* cf. *radioferens, Malaxis wercklei* (Schltr.) Ames y *Stenorrhynchos.* cf *glicensteinii*, presentes en la actual investigación, no habían sido reportadas previamente en otros trabajos (Williams-Linera et al., 1995; Torres-Cantú, 2009; Viccon-Esquivel, 2009; Castillo-Hernández, 2013) del BMM del centro de Veracruz.

De la riqueza de orquídeas de la zona de estudio, 11.1% son especies endémicas de México. Entre las aquí reportadas, *Oncidium incurvum* y *Stanhopea oculata* están consideradas en riesgo (Amenazadas) por la legislación mexicana, señaladas en la NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2010). La conservación del área investigada enfrenta problemas debido al cambio de uso de suelo, convertida en potreros y tierras de cultivo, por lo que el peligro para las poblaciones de las orquídeas es alto. Acosta-Castellanos (2002) y Pérez-Farrera et al. (2012) señalaron que la familia Orchidaceae presenta el mayor número de taxa en riesgo en el BMM. Flores-Palacios y Valencia-Díaz (2007) documentaron que las orquídeas concentran el mayor número de especies comercializadas en un tianguis de Xalapa, Veracruz; 25 especies de nuestro inventario (69.4%) son comercializadas ahí o en tianguis de flores de localidades cercanas a la zona de estudio (A. Téllez-Velasco y O. Tejeda-Sartorius, observación *in situ*), por lo que su extracción ilegal para el comercio local es una seria amenaza.

El BMM del presente estudio no está incluido dentro de las regiones prioritarias y/o subregiones con BMM de México (CONABIO, 2010), aunque podría ser parte de la región V denominada Centro de Veracruz, pues se encuentra muy cercana a las subregiones Huatusco-Coscomatepec y Orizaba. Se sugiere continuar analizando la orquideoflora de la zona investigada para atraer la atención de las autoridades correspondientes, para que se integre a los programas, acciones de conservación y manejo del BMM.

Conclusiones

Para el área analizada se reporta una riqueza de 36 especies de orquídeas pertenecientes a 25 géneros. Cuatro son endémicas de México (*Epidendrum longipetalum, Gongora galeata, Oncidium incurvum* y *Trichocentrum pachyphyllum*), dos se encuentran en la categoría Amenazada (*Oncidium incurvum* y *Stanhopea oculata*). *Epidendrum magnoliae* y *Epidendrum* cf. *radioferens* son nuevos registros para Veracruz. Las principales amenazas de las orquídeas de la región de estudio son el cambio de uso de suelo y la extracción de ejemplares para el comercio ilegal.

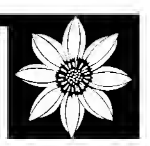
Algunas medidas de conservación sugeridas son: i) destinar las áreas conservadas a pagos por servicios ambientales; ii) realizar proyectos de restauración forestal, de turismo rural, entre otros; iii) desarrollar protocolos de propagación y producción de orquídeas silvestres a través de la creación de Unidades de Manejo Ambiental (UMAS) y iv) destinar más recursos a la investigación, como a los listados florísticos y otros estudios ecológicos que señalen las especies en categoría de riesgo, principalmente.

Contribución de autores

OTS planeó y organizó el trabajo. OTS y MATV contribuyeron equitativamente en el desarrollo de la investigación: hicieron trabajo de campo y revisión de colecciones científicas, así como búsqueda bibliográfica y análisis de datos. MATV preparó material vegetal para jardín botánico. MATV y OTS realizaron determinación de las especies. OTS estructuró y escribió el manuscrito. MATV participó en la revisión, corrección, complementación y retroalimentación de cada sección del manuscrito. OTS y MATV elaboraron cuadro y figuras. Ambas autoras aprobaron el manuscrito.

Financiamiento

El presente estudio fue financiado por la Línea Prioritaria de Investigación 4 y 13 (LPI 4 y LPI 13) del Colegio de Postgraduados.



Agradecimientos

Las autoras agradecen a la Dirección General de Vida Silvestre por la autorización de colecta científica de especies de la familia Orchidaceae en categoría de riesgo según la NOM-059-SEMARNAT-2010; así como a la Dirección General de Gestión Forestal y de Suelos, por la autorización para colecta de especies no enlistadas en la NOM-059. Asimismo, se agradece al proyecto ORN-ORQ UNAM 2012-2013 de la Red de Orquídeas de SNICS-SINAREFI-SAGARPA. A Eder J. Guzmán Hernández por su apoyo en el trabajo de campo y a Gerardo Salazar por su apoyo en la determinación de algunas especies.

Literatura citada

Acosta-Castellanos, S. 2002. Plantas vasculares raras, amenazadas, o en peligro de extinción del estado de Oaxaca, un panorama preliminar. Polibotánica 13: 47-82.

Akhalkatsi, M., G. Arabuli y R. Lorenz. 2014. Orchids as indicator species of forest disturbances on limestone quarry in Georgia (South Caucasus). Journal Europäischer Orchideen 46(1): 123-160.

Baltazar-Bernal, O., J. Zavala-Ruiz, F. Y. Solís-Zanotelli, J. A. Pérez-Sato y O. Sánchez-Eugenio. 2014. Sendero interpretativo de orquídeas y bromelias en Tepexilotla, Chocamán, Veracruz. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, Publicación especial 9: 1687-1699.

Blanco, M. A., G. Carnevali, W. M. Whitten, R. B. Singer, S. Koehler, N. H. Williams, I. Ojeda, K. M. Neubig y L. Endara. 2007. Generic realignments in Maxillariinae (Orchidaceae). Lankesteriana 7: 515-537.

Castañeda-Zárate, M., J. Viccon-Esquivel, S. E. Ramos-Castro y R. Solano-Gómez. 2012. Registros nuevos de Orchidaceae para Veracruz, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 83(1): 281-284.

Castillo-Campos, G., M. E. Medina-Abreo, P. D. Dávila-Aranda y J. A. Zavala-Hurtado. 2005. Contribución al conocimiento del endemismo de la flora vascular en Veracruz, México. Acta Botanica Mexicana 73: 19-57. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm73.2005.1004

Castillo-Campos, G., J. G. García-Franco, K. Mehltreter y M. L. Martínez. 2009. Registros nuevos de *Ponthieva brenesii* (Orchidaceae) y *Piper xanthostachyum* (Piperaceae) para el estado de Veracruz, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 80: 565-569.

Castillo-Campos, G., S. Avendaño-Reyes y M. E. Medina-Abreo. 2011. Flora y vegetación. In: Cruz-Angón, A. (ed.). La Biodiversidad en Veracruz: Estudio de Estado. Vol. I. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad; Gobierno del Estado de Veracruz, Universidad Veracruzana, Instituto de Ecología, A.C. México, D.F., México. Pp. 161-179.

Castillo-Hernández, L. A. 2013. Inventario florístico del bosque mesófilo de montaña de la Reserva Bicentenario, Zongolica, Veracruz. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 104 pp.

CONABIO. 2010. El Bosque Mesófilo de Montaña en México: Amenazas y Oportunidades para su Conservación y Manejo Sostenible. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 80-85.

Chase, M. W., K. M. Cameron, J. V. Freudenstein, A. M. Pridgeon, G. Salazar, C. Van Den Berg y A. Schuiteman. 2015. An updated classification of Orchidaceae. Botanical Journal of the Linnean Society 177(2): 151-174. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/ boj.12234

Dressler, R. L. 1993. Field guide to the orchids of Costa Rica y Panama. Cornell University Press. Ithaca, USA. Pp.70.

Espejo-Serna, A. 2014. Las plantas vasculares de los bosques mesófilos de montaña en México. In: Gual-Díaz, M. y A. Rendón-Correa (comps.). Bosques Mesófilos de Montaña de México: diversidad, ecología y manejo. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 189-196.

Flores-Palacios, A. y S. Valencia-Díaz. 2007. Local illegal trade reveals unknown diversity and involves a high species richness of wild vascular epiphytes. Biological Conservation 136: 372-387. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.biocon.2006.12.017

García-Cruz, J. y S. L. Sánchez. 1999. Orchidaceae II. *Epidendrum*. Flora de Veracruz 112: 1-110.

García-Cruz, C. J. y V. Sosa. 2011. Las Orquídeas. In: Cruz Angón, A. (ed.). La Biodiversidad en Veracruz: Estudio de Estado. Vol. 2. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, Gobierno del Estado de Veracruz, Universidad Veracruzana, Instituto de Ecología, A.C. México, D.F., México. Pp. 191-199.

García-Franco, J. G. 2012. Epífitas: la otra parte del bosque. In: Williams-Linera, G. (ed.). El Bosque de niebla del centro de Veracruz: ecología, historia y destino en tiempos de fragmentación y cambio climático. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad; Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México. Pp. 146-147.

García-Franco, J. G., G. Castillo-Campos, K. Mehltreter, M. L. Martínez y G. Vázquez. 2008. Composición florística de un bosque mesófilo del centro de Veracruz, México. Boletín de la Sociedad Botánica de México 83: 37-52.

Gómez-Pompa, A. y G. Castillo-Campos. 2010. La vegetación de Veracruz. In: Gómez-Pompa, A., T. Kroemer y R. Castro-Cortes (coords.). Atlas de la Flora de Veracruz: Un patrimonio Natural en Peligro. Secretaría de Educación de Veracruz; Gobierno del Estado de Veracruz. Tlalnepantla, México. Pp. 57-76.

Hágsater, E., M. A. Soto-Arenas, G. A. Salazar, M. R. Jiménez, M. A. López y R. L. Dressler. 2005. Las orquídeas de México. Instituto Chinoin, A.C. México, D.F., México. 302 pp.

INEGI. 2002. Cartas topográficas 1:50,000. Orizaba E14B56 y Coscomatepec de Bravo E14B46. Instituto Nacional de Estadística y Geografía, Geografía e Informática. Aguascalientes, México.

Llamacho, J. A y J. A. Larramendi. 2005. Las Orquídeas de Cuba. Greta Editores. Sevilla, España. Pp. 142-143.

Newmark, W. D. 2002. Conservation Biodiversity in East African Forest: a study of the Eastern Arc Mountains. Utah Museum of Natural History, University of Utah. Salt Lake City, USA. 191 pp.

Pérez-Farrera, M. A., R. Martínez-Camilo, N. Martínez-Meléndez, O. Farrera-Sarmiento y S. Maza-Villalobos. 2012. Listado florístico del Cerro Quetzal (Polígono III) de la Reserva de la Biosfera El Triunfo, Chiapas, México. Botanical Sciences 90(2): 113-142.

PMD. 2008-2010. Plan Municipal de Desarrollo 2008-2010 del H. Ayuntamiento de Chocamán, Veracruz. Gaceta Oficial-Gobierno del estado de Veracruz de Ignacio de la Llave. Tomo CLXXVIII, Núm. ext. 166, folio 687. Xalapa-Enríquez, Veracruz, México. 22 de mayo de 2008. Pp. 89-121.

Ponce-Vargas, A., I. Luna-Vega, O. Alcántara-Ayala y C. A. Ruiz-Jiménez. 2006. Florística del bosque mesófilo de montaña de Monte Grande, Lolotla, Hidalgo, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 77: 177-190.

Pridgeon, A. M. 1992. The illustrated Encyclopedia of Orchids. Timber Press. Portland, USA. Pp. 127.

Pridgeon, A. M., P. J. Cribb, M. W. Chase y F. N. Rasmussen (eds.). 2005. Genera Orchidacearum. Epidendroideae Vol. 4 (part 1). Oxford University Press. New York, USA. Pp. 244-250.

Pridgeon, A. M., P. J. Cribb, M. W. Chase y F. N. Rasmussen (eds.). 2009. Genera Orchidacearum. Epidendroideae Vol. 5 (part 2). Oxford University Press. New York, USA. Pp. 131-135 y 174-176.

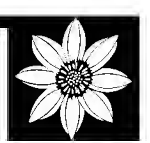
Ruiz-Jiménez, C. A., O. Téllez-Valdés e I. Luna-Vega. 2012. Clasificación de los Bosques Mesófilos de Montaña de México: afinidades de la flora. Revista Mexicana de Biodiversidad 83: 1110-1144.

Rzedowski J. 1996. Análisis preliminar de la flora vascular de los bosques mesófilos de montaña de México. Acta Botanica Mexicana 35: 25-44. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm35.1996.955

Salazar, G. A. 2005. A new species of *Ponthieva* (Orchidaceae, Cranichidinae) from Veracruz, México. Brittonia 57(3): 252-254.

Salazar, G. A. 2009. Orquídeas. In: Lot, A., Z. Cano-Santana (eds.). Biodiversidad del Ecosistema del Pedregal de San Ángel. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. Pp. 153-169.

Sánchez-Ramos, G. y R. Dirzo. 2014. El Bosque Mesófilo de Montaña: Un Ecosistema Prioritario Amenazado. In: Gual-Díaz, M. y A. Rendón-Correa (comps.). Bosques Mesófilos de Montaña de México: Diversidad, Ecología y Manejo. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 109-139.



SEFIPLAN. 2015. Sistema de información municipal. Cuadernillos municipales, Chocamán. Secretaría de Finanzas y Planeación del estado de Veracruz. ceieg.veracruz.gob.mx/wp-content/uploads/sites/21/2016/05/Chocamán1.pdf (consultado julio de 2014).

SEMARNAT. 2010. NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. Cd. Mx., México. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5173091&fecha=30/12/2010

Solano-Gómez, R. 2010. Dos especies nuevas de Pleurothallidinae (Orchidaceae) de México. Lankesteriana 9(3): 447-454. DOI: http://dx.doi.org/10.15517/lank.v0i0.12106

Sosa, V. y A. Gómez-Pompa. 1994. Lista florística. Flora de Veracruz 82: 182-190.

Soto-Arenas, M. A., E. Hágsater, M. R. Jiménez, G. A. Salazar, G. R. Solano, G. R. Flores y R. I. Contreras. 2007a. Las orquídeas de México. Catálogo digital. Herbario AMO, Instituto Chinoin, A.C. México, D.F., México.

Soto-Arenas, M. A., R. Solano-Gómez y E. Hágsater. 2007b. Risk of extinction and patterns of diversity loss in Mexican orchids. Lankesteriana 7(1-2): 114-121.

Tejeda-Sartorius, O., M. A. A. Téllez-Velasco, E. J. Guzmán-Hernández. 2013. Las Orquídeas de Tepexilotla, Chocamán, Veracruz. Agroproductividad 6(3): 21-27.

Téllez-Velasco, M. A. A. 2007. Plan de Manejo de la Colección de Orquídeas del Jardín Botánico del Instituto de Biología, UNAM. Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM)-Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS)-Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI)-Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). México, D.F., México. 29 pp.

Torres-Cantú, G. B. 2009. Orquídeas (Epidendroideae y Vandoideae) presentes en los remanentes de vegetación original de la zona propuesta como reserva de la biósfera de las cuencas de los ríos Nautla, Copila y Misantla, Veracruz. Tesis de licenciatura. Facultad de Biología, Universidad Veracruzana. Xalapa, México. 381 pp.

Viccon-Esquivel, J. 2009. Riqueza y composición florística de las epífitas vasculares del bosque mesófilo de montaña de las localidades de Atzalán y Zongolica, Veracruz. Trabajo de experiencia recepcional. Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad Veracruzana. Córdoba, Veracruz, México. 72 pp.

Villaseñor, J. L. 2003. Diversidad y distribución de las Magnoliophyta de México. Interciencia 28(3): 160-167.

Villaseñor, J. L. 2010. El Bosque Húmedo de Montaña en México y sus plantas vasculares: Catálogo Florístico-Taxonómico. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad; Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 38 pp.

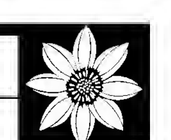
Villaseñor, J. L. y M. Gual-Díaz. 2014. El Bosque Mesófilo de Montaña en México y sus plantas con flores. In: Gual-Díaz, M. y A. Rendón-Correa (comps.). Bosques Mesófilos de Montaña de México: Diversidad, Ecología y Manejo. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 221-236.

Williams-Linera, G., V. Sosa y T. Platas. 1995. The fate of epiphytic orchids after fragmentation of a Mexican cloud forest. Selbyana 16(1): 36-40.

Williams-Linera, G., H. R. Manson y E. Isunza-Vera. 2002. La fragmentación del bosque mesófilo de montaña y patrones de uso del suelo en la región oeste de Xalapa, Veracruz, México. Madera y Bosques 8(1): 73-89. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/myb.2002.811307

Acta Botanica Mexicana 121: 151-158 Octubre **2017**

Artículo de investigación



Evidencia de autopoliploidía y translocaciones en el cariotipo de *Tigridia pavonia* (Iridaceae, Iridoideae) de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, México

Evidence of autopolyploidy and translocations in the karyotype of *Tigridia pavonia* (Iridaceae, Iridoideae) from the Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, Mexico

Fernando Tapia-Pastrana[1, 2], Fernando Tapia-Aguirre[1]

1 Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, División de Estudios de Posgrado e Investigación, Laboratorio de Genecología, Batalla del 5 de Mayo s.n., Col. Ejército de Oriente, 04510 Cd. Mx., México.
2 Autor para la correspondencia: pasfer@unam.mx

Citar como:
Tapia-Pastrana, F. y F. Tapia-Aguirre. 2017. Evidencia de autopoliploidía y translocaciones en el cariotipo de *Tigridia pavonia* (Iridaceae, Iridoideae) de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, México. Acta Botanica Mexicana 121: 151-158. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1205

Recibido: 2 de enero de 2017.
Revisado: 29 de junio de 2017.
Aceptado: 7 de julio de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1205

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: *Tigridia pavonia* fue propuesto como un taxon alotetraploide $2n=4x=28$, pero sin evidencia citogenética que sustente su origen híbrido. Es una especie de amplia distribución en México y sus poblaciones carecen de una fórmula cariotípica y un análisis detallado de los cromosomas con satélites como criterio para determinar el número de organizadores nucleolares que confirmen o no dominancia nucleolar. En este trabajo se analiza y describe el número y arquitectura cromosómica de *T. pavonia* de una población mexicana, en búsqueda de evidencias que soporten o descarten su origen híbrido y se propone una fórmula cariotípica acorde al nivel y origen de ploidía.

Métodos: Se utilizó una técnica de extendido en superficie y secado al aire que incluye maceración enzimática y choque hipotónico en meristemos radiculares para obtener los cromosomas en mitosis de seis individuos de *T. pavonia*, nativa de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, en la Ciudad de México.

Resultados clave: Se confirmó un cariotipo bimodal con 28 cromosomas que, de acuerdo a su similitud morfológica, fueron incluidos en siete grupos de cuatro cromosomas homólogos cada uno. Los cromosomas del grupo más pequeño exhibieron constricciones secundarias asociadas a macrosatélites lo que evidenció ausencia de dominancia nucleolar o amfiplastía diferencial. En el grupo de cromosomas grandes se observaron configuraciones que sugieren rearreglos por translocaciones. Se propone la fórmula 6m + 8sm para el cariotipo haploide.

Conclusiones: Citogenéticamente, la presencia de cuatro satélites descarta un origen alotetraploide y la evidencia de posibles translocaciones se correlaciona con fragmentos, cromosomas B y centrómeros frágiles observados en otras especies del género. Lo anterior apoya el papel activo de las translocaciones en la conformación del cariotipo bimodal de *T. pavonia*.

Palabras clave: ausencia de dominancia nucleolar, autotetraploide, citogenética, rearreglos cromosómicos, satélites.

Abstract:

Background and Aims: *Tigridia pavonia* was proposed as an allotetraploid taxon $2n=4x=28$, but without cytogenetic evidence supporting its hybrid origin. It is a widespread species in Mexico and its populations lack karyotype and detailed analysis of chromosomes with satellites as a criterion to determine the number of nucleolar organizers that confirm or not nucleolar dominance. In this paper, we analyze and describe the number and chromosome architecture of *T. pavonia* from a Mexican population in search of evidences that support or discard its hybrid origin and we propose a karyotype according to the level and origin of ploidy.

Methods: A surface spreading and air drying technique was used that includes enzymatic maceration and hypotonic shock in meristem roots to obtain mitotic chromosomes from six individuals of *T. pavonia* native to the Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, Mexico City.

Key results: A bimodal karyotype with 28 chromosomes was confirmed, which according to their similar morphology were included in seven groups of four homologous chromosomes each. All chromosomes in the smallest group exhibited secondary constrictions associated to macrosatellites and this shows the absence of nucleolar dominance or differential amphiplasty. Moreover, in the group of largest chromosomes configurations were observed that suggest rearrangements by translocations. The haploid karyotype 6m + 8sm is proposed here.

Conclusions: Cytogenetically, the presence of four satellites discards an allotetraploid origin and the evidence of possible translocations correlates with fragments, B chromosomes and fragile centromeres observed in other species of this genus. This supports the active role of translocations in the conformation of bimodal karyotype of *T. pavonia*.

Key words: absence of nucleolar dominance, autotetraploid, chromosomal rearrangements, cytogenetics, satellites.

Introducción

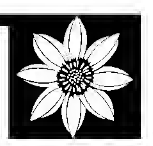
El género *Tigridia* Jussieu pertenece a la familia Iridaceae, subfamilia Iridoideae, tribu Tigridiae, subtribu Tigridiinae (Goldblatt, 1982) y agrupa entre 50 y 55 especies (Goldblatt et al., 2008; The Plant List, 2013) que se distribuyen en México, América Central y los Andes. En México el género está representado por 35 taxa entre especies y variedades, y la nativa *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. es la especie de más amplia distribución (Calderón de Rzedowski, 1987; Henrich y Goldblatt, 1994; López-Ferrari y Espejo, 1994; Rodríguez y Sytsma, 2006). Se le encuentra principalmente en bosques de *Pinus* y *Quercus* a lo largo de la Sierra Madre Occidental, la Sierra Madre Oriental, el Eje Volcánico Transversal, la Sierra Madre del Sur y la Sierra Madre de Chiapas (Molseed, 1970) y se considera que México representa su centro de mayor diversidad genética (Arzate-Fernández et al., 2008). Es una hierba criptófita de bulbo carnoso, posee hojas grandes, lanceolares y envainantes, su flor es actinomorfa, posicionada sobre un escapo cilíndrico con varias flores bilabiadas grandes, de color rojo a amarillo y es considerada una de las flores más bellas (Fig. 1) y más representativas de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA) (Velázquez-López et al., 2009). La REPSA es una reserva natural urbana que pertenece a la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM) y desde el siglo XIX es considerada como un sitio de alta riqueza de especies vegetales (Rzedowski, 1954; Valiente-Banuet y Luna, 1990), animales (Negrete y Soberón, 1994) y hongos (Hernández-Cuevas et al., 2003). *Tigridia pavonia* es conocida como hierba de la trinidad, cacomit, flor del tigre y oceloxóchitl. Además de ser una especie ornamental también se le utiliza como alimento y, por sus propiedades antipiréticas, en la medicina tradicional (Vázquez et al., 2001; Rojo y Rodríguez, 2002).



Figura 1: Flor en antesis de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. con los tépalos totalmente extendidos.

Desde el punto de vista citogenético, Goldblatt (1982) sugirió que la subtribu Tigridiinae tiene un número cromosómico básico x=14. Posteriormente, Kenton y Heywood (1984) registran una especie de *Tigridia* colectada en Perú (*Tigridia* sp.) con un número cromosómico diploide 2n=14 y proponen x=7 para el género *Tigridia.* Por otra parte, los estudios citogenéticos realizados en *T. pavonia* incluyen registros de 2n=26 (Brittingham, 1934; Sharma y Sharma, 1961) y 2n=28 (Sakai, 1952; Molseed, 1970; Goldblatt, 1982; Kenton y Heywood, 1984). Aunque en todos los trabajos anteriores se describen complementos cromosómicos claramente bimodales, no existen propuestas de fórmulas cariotípicas y sólo en dos de éstos se registraron tallas cromosómicas. A las discrepancias en los números cromosómicos obtenidos con técnicas citogenéticas diferentes se suma la propuesta de Kenton y Heywood (1984) sobre el posible origen alotetraploide de *T. pavonia* en función de un número básico x=7(2n=4x=28) y no aquel x=14 propuesto por Goldblatt (1982).

Los objetivos de la presente investigación son analizar citogenéticamente una muestra de individuos de *T. pavonia* de la REPSA para: (I) corroborar el número cromosómico de este taxon, (II) analizar en detalle su arquitectura cromosómica en la búsqueda de evidencias que descarten o sustenten el origen híbrido con particular énfasis en el número y morfología de los cromosomas con



satélite como criterio para establecer la existencia o no de dominancia nucleolar o amfiplastía diferencial y (III) proponer una fórmula cariotípica acorde al nivel de ploidía. La información del sistema genético básico de esta especie es necesaria para interpretar su evolución y su amplia distribución y variabilidad morfológica.

Materiales y Métodos

Colecta de material

Se recolectaron frutos de *Tigridia pavonia* durante el mes de noviembre de 2014 en las zonas de amortiguamiento A8 (Biológicas) y A10 (Jardín Botánico) de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA) de Ciudad Universitaria (UNAM, 2005), en el sur de la cuenca del valle de México; entre 19°20'2" y 19°13'45"N, 99°08'26" y 99°14'3"O; 2250 a 2350 m s.n.m.

Germinación de semillas

Un grupo de semillas seleccionadas al azar, provenientes de seis individuos, fueron puestas a germinar en cajas de Petri con algodón humedecido en agua destilada y cubierto con papel absorbente en incubadora a 32 °C por la noche y a temperatura ambiente durante el día, por un periodo mayor a tres semanas y hasta su germinación. Las raíces de 1-2 mm de largo fueron cortadas y pretratadas en 8-hidroxiquinoleína 0.002 M durante 5 h a temperatura ambiente y en oscuridad. Posteriormente, fueron fijadas en solución Farmer, etanol-ácido acético, 3:1.

Obtención de cromosomas

Para la obtención de los cromosomas en metafase se siguió el método de extendido en superficie y secado al aire propuesto por Tapia-Pastrana y Mercado-Ruaro (2001), el cual se basa en la maceración enzimática (pectinasa 20%+celulasa 2%) de los meristemos apicales durante 2 h a 37 °C, seguido de la transferencia de los protoplastos a una solución fresca de KCl 0.075 M durante 15-20 minutos a 37 °C. Posteriormente, se realizaron dos lavados con la misma solución y el botón celular fue fijado en solución Farmer. Dos gotas del botón celular se colocaron sobre portaobjetos limpios y la tinción de los cromosomas se realizó con Giemsa a 10%. Las preparaciones se hicieron permanentes empleando resina sintética (Sigma) como medio de montaje. Los mejores campos fueron fotografiados con un microscopio óptico Zeiss Axioskop (Carl Zeiss Jena GmbH, Jena, Alemania), usando película Kodak Technical *Pan*.

Se utilizó un vernier digital Mitutoyo Digimatic Caliber CD-G”BS (Mitutoyo Corporation, Kanagawa, Japón) para establecer las tallas cromosómicas y otras medidas morfométricas sobre siete fotografías de placas en metafase típica con similar grado de condensación y amplificadas con la misma magnificación.

Para la obtención de la fórmula cariotípica y nomenclatura, se aplicó el sistema propuesto por Levan et al. (1964). La proporción de brazos, *r*, se obtuvo mediante el cociente q/p, valor que muestra la relación del brazo largo y el brazo corto de los cromosomas individuales. La proporción de la suma total de longitudes de brazos cortos respecto a la suma total de longitudes cromosómicas como indicador de simetría o asimetría de un cariotipo (TF%) se realizó según Sinha y Roy (1979).

Resultados

Cuantificación del cariotipo

Las características cuantitativas del cariotipo de *Tigridia pavonia* se describen en el cuadro 1, mientras que en el cuadro 2 se resumen otros datos relacionados con los complementos de la misma. Se observaron un total de 224 células en metafase típica. En todas se registró sin ambigüedad un $2n$=28, los complementos cromosómicos claramente fueron asimétricos y bimodales, conformados por cuatro cromosomas submetacéntricos grandes (6.84±0.33µm) y 24 cromosomas más pequeños con centrómeros medios (metacéntricos) o ligeramente desplazados (submetacéntricos). En estos se apreció que los cuatro cromosomas homólogos más pequeños (sm) portaban constricciones secundarias asociadas a macrosatélites (Cuadro 1; Fig. 2), según la clasificación de Battaglia (1955).

Cuadro 1: Medidas cromosómicas promedio obtenidas de siete células en metafase típica de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. GC: grupo cromosómico; LC: longitud cromosómica en µm; LBL: longitud de brazo largo en µm; LBC: longitud de brazo corto en µm; *r*: LBL/LBC; N: nomenclatura; *: constricción secundaria y satélite.

GC	LC	LBL	LBC	*r*	N
1-4	6.84±0.33	4.66	2.17	2.14	sm
5-8	3.33±0.40	1.82	1.50	1.21	m
9-12	3.07±0.14	1.82	1.37	1.32	m
13-16	2.90±0.08	1.86	1.03	1.80	sm
17-20	2.83±0.11	1.80	1.02	1.76	sm
21-24	2.56±0.07	1.45	1.10	1.31	m
25-28	2.23±0.01	1.42	0.80	1.77	sm*

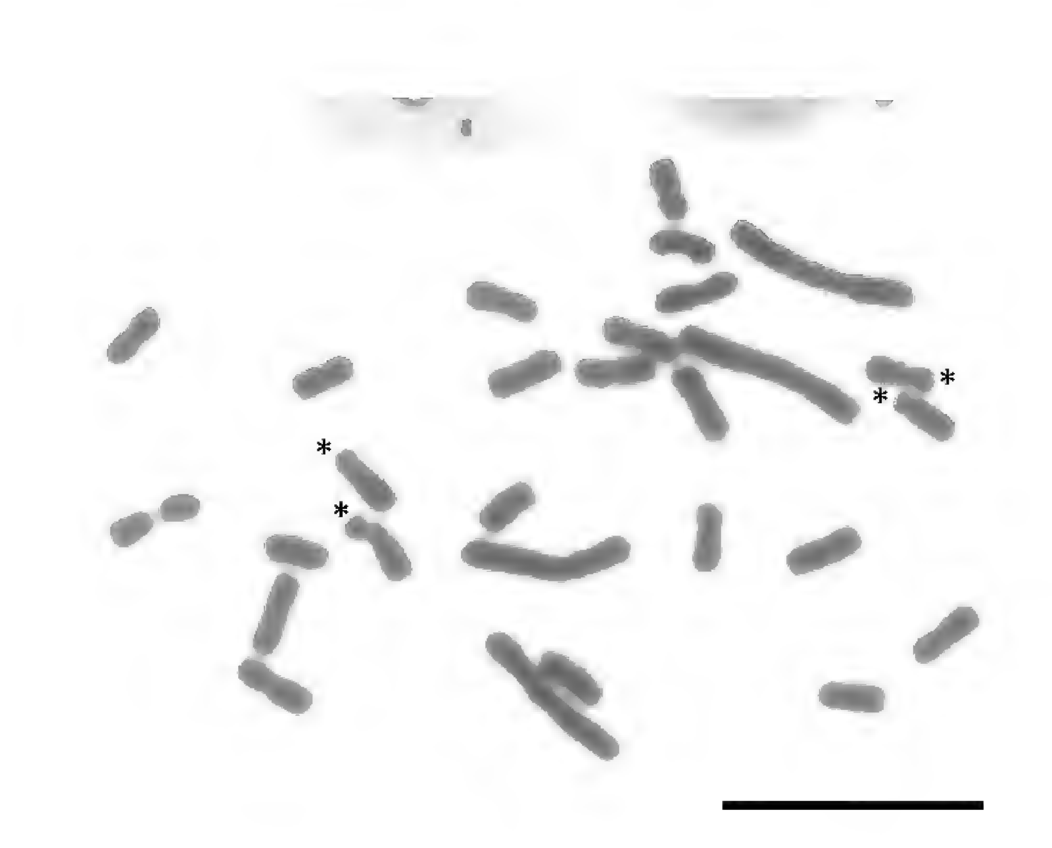


Figura 2: Complemento cromosómico tetraploide 2*n*=4*x*=28 de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. *= cromosomas con satélite. Barra=10 µm.

Rearreglos cromosómicos

Por otra parte, se encontró evidencia de posibles translocaciones particularmente en los cromosomas submetacéntricos grandes donde frecuentemente fueron observados tanto en los brazos cortos y largos segmentos de los cromosomas alineados de manera atípica y en algunos casos formando ángulos raramente observados en cromosomas vegetales (Fig. 3). Asimismo, se observó con relativa frecuencia por lo menos un cromosoma metacéntrico pequeño (Fig. 3) que exhibió un centrómero notoriamente laxo el cual separa ampliamente a ambos brazos (Figs. 3, 4).

Propuesta de fórmula cariotípica

Para la descripción del cariotipo de *T. pavonia* de la población bajo estudio se consideró un número básico *x*=7 (Kenton y Heywood, 1984) y sobre la base de la longitud cromosómica y proporción de brazos fue posible caracterizar siete grupos de cuatro cromosomas cada uno con una morfología similar correspondientes a una especie de origen autotetraploide (Cuadro 1). En consecuencia, la fórmula cariotípica haploide propuesta para la población bajo estudio fue 6m + 8sm (Cuadro 2). La figura 5 muestra el cariotipo de *T. pavonia* donde los cromosomas fueron agrupados por homología, alineados por el centrómero y en orden decreciente, conforme a la propuesta de Kenton y Heywood (1984). No se encontró evidencia de fragmentos ni se observaron cromosomas B.

Discusión

El número cromosómico 2*n*=28 obtenido en la presente investigación para la población estudiada se obtuvo a partir del recuento de 224 células en metafase y por tan-

Cuadro 2: Características cuantitativas del complemento cromosómico de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. obtenidos a partir de siete células en metafase. FC: fórmula cromosómica; LCTH: longitud cromosómica total haploide en µm; TCP: talla cromosómica promedio en µm; Rango (longitud del cromosoma mayor–longitud del cromosoma menor); Razón (cromosoma mayor/cromosoma menor); TF%: índice de asimetría (longitud total de brazos cortos/longitud cromosómica total × 100).

2*n*	FC	LCTH	TCP	Rango	Razón	TF%
28	6m+8sm	47.54±1.69	3.39±0.12	4.61±0.34	3.06±0.16	37.83

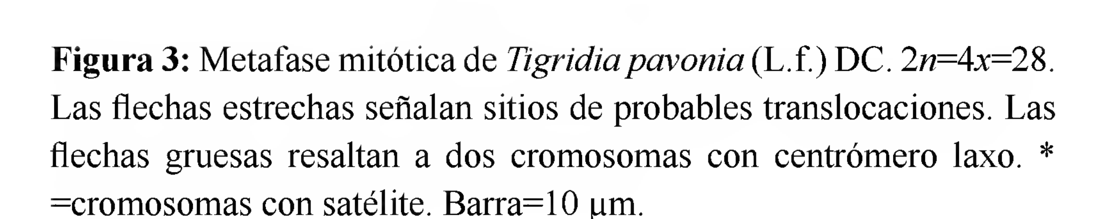


Figura 3: Metafase mitótica de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. $2n=4x=28$. Las flechas estrechas señalan sitios de probables translocaciones. Las flechas gruesas resaltan a dos cromosomas con centrómero laxo. * =cromosomas con satélite. Barra=10 µm.

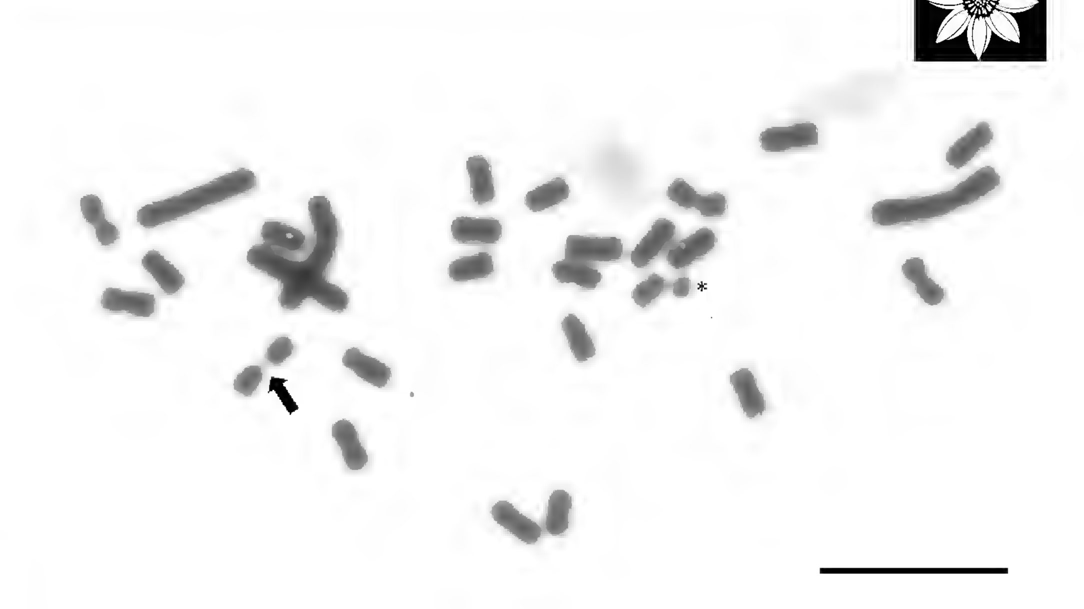


Figura 4: Metafase mitótica de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. $2n=4=28$. *=cromosomas con satélite. La flecha gruesa resalta a un cromosoma con centrómero laxo. Barra=10 µm.

to se corrobora un $2n=28$ encontrado por Sakai (1952), Goldblatt (1982) y Kenton y Heywood (1984) quienes utilizaron técnicas estándar de *squash* y tinción Feulgen y corresponde al de una población tetraploide con un número básico $x=7$, reconocido como el predominante en las monocotiledóneas (Raven, 1975; Dahlgren et al., 1985).

La propuesta sobre la participación de translocaciones en la conformación del cariotipo actual de *T. pavonia* de la REPSA se sustenta en la identificación de segmentos cromosómicos con alineación atípica a lo largo de ambos brazos de los cromosomas grandes y que frecuentemente se corresponden con inflexiones raramente observadas en los cromosomas de especies vegetales (Fig. 3). Este fenómeno parece correlacionar con los fragmentos y cromosomas B observados en diversas especies de *Tigridia* (Molseed, 1970) y con el registro de centrómeros frágiles y aparentes constricciones secundarias en los cromosomas grandes de una especie diploide $2n=14$ descrita como *Tigridia* sp. (Kenton y Heywood, 1984), en donde además solo se registró un par de cromosomas pequeños con satélites. Tomadas en conjunto, estas observaciones apuntan hacia un papel activo de translocaciones subsecuentes a

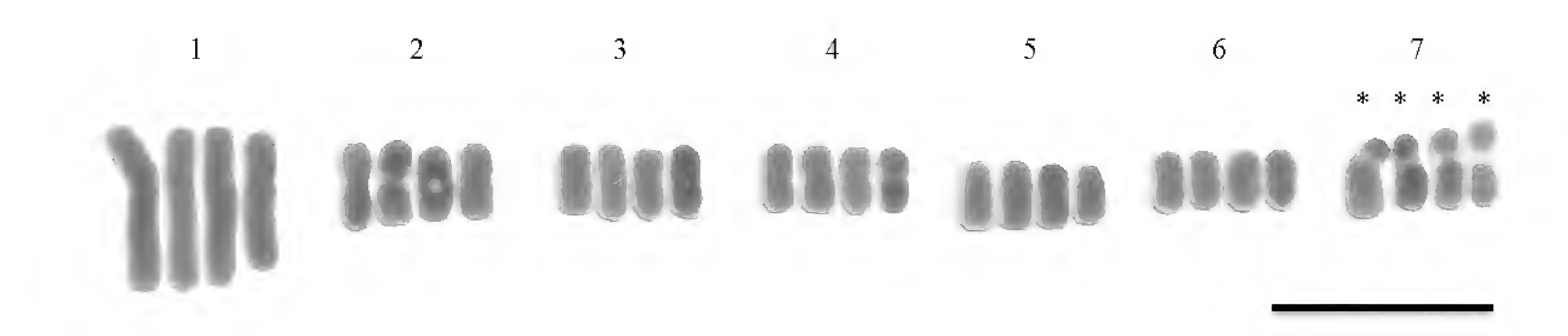


Figura 5: Cariotipo de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. ($2n=4x=28$), con siete grupos de cuatro cromosomas cada uno con una morfología similar sobre la base de la longitud cromosómica y proporción de brazos. Los cromosomas fueron agrupados por homología, alineados por el centrómero y en orden decreciente. *=cromosomas con satélite. Barra=10 µm.

rompimientos en sitios frágiles en los cromosomas grandes de *T. pavonia*, fenómeno similar al exhibido por *Milla biflora* Cav. (Asparagaceae), otra monocotiledónea con amplia distribución (Tapia-Pastrana, 2014) y confirman la opinión de Stebbins (1971), quien sugirió el papel relevante de las translocaciones en la conformación de los cariotipos bimodales de las monocotiledóneas.

Por otra parte, Kenton y Heywood (1984) señalan que existe poca heteromorfia entre los cromosomas grandes de *T. pavonia*; sin embargo, esta misma observación puede aplicarse a los agrupamientos de los cromosomas pequeños propuestos por las mismas autoras como se aprecia en la figura 4b de su investigación. Estos datos parecen describir mejor a una especie de origen autopoliploide y no a una alopoliploide como fue sugerido. Asimismo, la identificación de siete grupos de cuatro cromosomas cada uno con morfología similar obtenidos en la presente investigación refuerza la idea anterior.

Por otro lado, la presencia de satélites ubicados en los brazos cortos de los cuatro cromosomas más pequeños apunta hacia la ausencia de amfiplastía o dominancia nucleolar, es decir la inactivación uniparental de transcripción de los genes del rRNA por competencia de los organizadores nucleolares (Navashin, 1928; Preuss y Pikaard, 2007). A este respecto conviene mencionar que en el proceso autopoliploidía el número de satélites presentes en una especie diploide también se duplica y no involucra pérdida o supresión de la función nucleolar. Las regiones del organizador nucleolar (NOR) asociadas a las constricciones secundarias se muestran laxas y por tanto los satélites se aprecian claramente. Por ejemplo, *Medicago sativa* L., un reconocido autotetraploide, exhibe cuatro macrosatélites en células en metafase (Falistocco, 1987). En contraparte, las plantas de origen alopoliploide experimentan inactivación de las regiones NOR de uno de los genomas parentales, silenciadas por efecto de dominancia nucleolar y en consecuencia se registra un número menor de satélites. Así, en el complejo *Hordeum murinum* L. (Poaceae, Triticeae) los citotipos tetraploides y hexaploides surgidos por hibridación exhiben únicamente un par de cromosomas con constricciones secundarias y satélites (Cuadrado et al., 2013). De hecho, la inactivación de genes ribosomales es uno de los fenómenos más comunes en miembros híbridos y poliploides de Triticeae (Cermeño y Lacadena, 1985; Carmona et al., 2016).

Así, la identificación de siete grupos cromosómicos de morfología similar y la ausencia de dominancia nucleolar apoyan nuestra propuesta sobre el origen autotetraploide de *T. pavonia*. Si bien la morfología de los cromosomas en metafase mitótica se ha usado frecuentemente como criterio para distinguir entre autopoliploides y alopoliploides, es necesario emplear el mayor número de evidencias posibles en la determinación de la naturaleza poliploide en especies vegetales (Stebbins, 1971), por lo que en un futuro se deberán realizar estudios meióticos y técnicas de bandeo que apoyen la propuesta anterior.

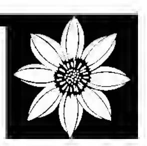
Asimismo en la población aquí estudiada las tallas cromosómicas se ubicaron en el intervalo de 2.23 hasta 6.84 µm el cual concuerda en general con aquellas registradas previamente por Sharma y Sharma (1961), quienes obtuvieron un intervalo de 2.1-8.8 µm y con el de Kenton y Heywood (1984) que lo ubicaron entre 3 y 6.5 µm. Las diferencias se atribuyen a que *T. pavonia* contiene un grupo de cromosomas grandes que varían en su grado de contracción durante la metafase mitótica.

Contribución de los autores

FTP dirigió el diseño de la presente investigación, la colecta de semillas, encabezó los ensayos para la obtención de los cromosomas mitóticos, y la redacción del manuscrito. FTA participó en la preparación y análisis del material de trabajo, en la adquisición de datos y en su interpretación. FTP y FTA contribuyeron a la discusión, revisión y aprobación del manuscrito final.

Agradecimientos

Los autores agradecen los comentarios de un revisor anónimo quien mejoró el manejo de la información y clarificación de los resultados. A la División de Estudios de Posgrado e Investigación de la FES-Zaragoza por el apoyo prestado para la realización de la presente investigación.



Financiamiento

El estudio no tuvo financiamiento por parte de ningún proyecto.

Literatura citada

Arzate-Fernández, A. M., A. Hoyos-Basurto, L. M., Vázquez-García y M. G. Gutiérrez-Martínez. 2008. Caracterización isoenzimática de nueve variedades botánicas de *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. Agrociencia 42(5): 519-528.

Battaglia, E. 1955. Chromosome morphology and terminology (with 12 figures). Caryologia 8(1): 179-187. DOI: http://dx.doi.org/10.1080/00087114.1955.10797556

Brittingham, Wm. H. 1934. Cytological studies on some genera of the Iridaceae. American Journal of Botany 21(2): 77-83.

Calderón de Rzedowski, G. 1987. *Tigridia martinezii*, una especie nueva de iridáceas del estado de Hidalgo (México). Boletín de la Sociedad Botánica de México 47: 3-6.

Carmona, A., A. de Bustos, N. Jouve y A. Cuadrado. 2016. Allopolyploidy and the complex phylogenetic relationships within the *Hordeum brachyantherum* taxon. Molecular Phylogenetics and Evolution 97: 107-119. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.ympev.2016.01.001

Cermeño, M. C. y J. R. Lacadena. 1985. Nucleolar organizer competition in *Aegilops*–rye hybrids. Canadian Journal of Genetics and Cytology 27(4): 479-483. DOI: http://dx.doi.org/10.1139/g85-070

Cuadrado, A., A. Carmona y N. Jouve. 2013. Chromosomal characterization of the three subgenomes in the polyploids of *Hordeum murinum* L.: New insight into the evolution of this complex. PLoS ONE 8(12): e81385. DOI: http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0081385

Dahlgren, R. M. T., H. T. Clifford y P. F. Yeo. 1985. The families of monocotyledons: structure, evolution and taxonomy. Springer Verlag. Berlin, Germany. 520 pp. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/978-3-642-61663-1

Falistocco, E. 1987. Cytogenetic investigations and karyological relationships of two *Medicago*: *M. sativa* L. (Alfalfa) and *M. arborea* L. Caryologia 40(4): 339-346. DOI: http://dx.doi.org/10.1080/00087114.1987.10797836

Goldblatt, P. 1982. Chromosome cytology in relation to suprageneric systematics of Neotropical Iridaceae. Systematic Botany 7(2): 186-198. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2418327

Goldblatt, P., A. Rodríguez, M. P. Powell, T. J. Davies, J. C. Manning, M. van der Bank y V. Savolainen. 2008. Iridaceae 'Out of Australasia'? Phylogeny, Biogeography, and Divergence Time Based on Plastid DNA Sequences. Systematic Botany 33(3): 495-508. DOI: http://dx.doi.org/10.1600/036364408785679806

Henrich, J. E. y P. Goldblatt. 1994. Iridaceae. In: Davidse, G., M. Sousa y A. Q. Charter (eds.). Flora Mesoamericana. Volumen 6. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. Pp. 71-80.

Hernández-Cuevas, L., S. Castillo-Argüero, P. Guadarrama-Chávez, Y. Martínez-Orea, M. A. Romero-Romero y I. Sánchez-Gallén. 2003. Hongos micorrizógenos arbusculares del Pedregal de San Ángel. Las prensas de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. 82 pp.

Kenton, A. y C. A. Heywood. 1984. Cytological studies in South American Iridaceae. Plant Systematics and Evolution 146(2): 87-104. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/BF00984056

Levan, A., K. Fredga y A. A. Sandberg. 1964. Nomenclature for centromeric position on chromosomes. Hereditas 52(2): 201-220. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/j.1601-5223.1964.tb01953.x

López-Ferrari, A. R. y A. Espejo. 1994. *Tigridia estelae* (Iridaceae: Tigridieae), a new species from Durango, Mexico. Novon 4(4): 386-390. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/3391449

Molseed, E. 1970. The genus *Tigridia* (Iridaceae) of Mexico and Central America. University of California Publications in Botany 54: 1-113.

Navashin, M. S. 1928. Amphiplastie-eine neue karyologische Erscheinung. Proceedings of the International Conference on Quantitative Genetics 5: 1148-1152.

Negrete, A. y J. Soberón. 1994. Los mamíferos silvestres de la reserva ecológica El Pedregal. In: Rojo, A. (ed.). Reserva Ecológica "El Pedregal" de San Ángel: Ecología, historia natural y manejo. Universidad Nacional Autónoma de

México. México, D.F., México. Pp. 219-228.

Preuss, S. y C. S. Pikaard. 2007. rRNA gene silencing and nucleolar dominance: Insights into a chromosome-scale epigenetic on/off switch. Biochimica et Biophysica Acta - Gene Structure and Expression 1769(5-6): 383-392. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.bbaexp.2007.02.005

Raven, P. H. 1975. The bases of angiosperm phylogeny: cytology. Annals of the Missouri Botanical Gardens 62(3): 724-764. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2395272

Rodríguez, A. y K. J. Sytsma. 2006. Phylogenetics of the "Tigerflower" group (Tigridieae: Iridaceae): Molecular and morphological evidence. Aliso 22(1): 412-424.

Rojo, A. y J. Rodríguez. 2002. La flora del Pedregal de San Ángel. Instituto Nacional de Ecología-Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (INE-SEMARNAT). México, D.F., México. 95 pp.

Rzedowski, J. 1954. Vegetación del Pedregal de San Ángel (Distrito Federal, México). Anales Escuela Nacional Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional 8: 59-129.

Sakai, B. 1952. Zytologische Untersuchungen bei Iridaceen I. Cytologia 17(2): 104-111. DOI: http://doi.org/10.1508/cytologia.17.104

Sharma, A. K. y A. Sharma. 1961. Cytology of some members of the family Iridaceae. Cytologia 26(3-4): 274-284. DOI: http://doi.org/10.1508/cytologia.26.274

Sinha, S. S. N. y H. Roy. 1979. Cytological studies in the genus *Phaseolus* I. Mitotic analysis in fourteen species. Cytologia 44(1): 191-199. DOI: http://doi.org/10.1508/cytologia.44.191

Stebbins, G. L. 1971. Chromosomal evolution in higher plants. Addison-Wesley Publishing. Reading, USA. 216 pp.

Tapia-Pastrana, F. 2014. Los rompimientos cromosómicos y translocaciones modelan el cariotipo trimodal de una población hexaploide de *Milla biflora* (Asparagaceae) de la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel, Distrito Federal, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 85(2): 598-605. DOI: http://dx.doi.org/10.7550/rmb.40412

Tapia-Pastrana, F. y P. Mercado-Ruaro. 2001. A combination of the "squash" and "splash" techniques to obtain the karyotype and assess meiotic behavior of *Prosopis laevigata* L. (Fabaceae: Mimosoideae) Cytologia 66(1): 11-17. DOI: http://doi.org/10.1508/cytologia.66.11

The Plant List. 2013. Version 1.1. http://www.theplantlist.org/1.1/browse/A/Iridaceae/Tigridia/ (consultado diciembre de 2016).

UNAM. 2005. Crece la Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel de Ciudad Universitaria. Gaceta UNAM 3813: 14-15, 19-21.

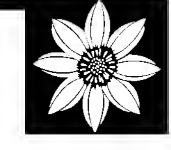
Valiente-Banuet, A. y G. E. de Luna. 1990. Una lista florística actualizada para la reserva del Pedregal de San Ángel, México, D.F. Acta Botanica Mexicana 9: 13-30. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm9.1990.588

Vázquez, G. L. M., T. H. Norman M. y M. del C. Corona. R. 2001. Oceloxóchitl *Tigridia pavonia* (L.f.) DC. Colección: Ciencias Naturales y Exactas, Serie: Ciencias Agrícolas. Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca, México. 69 pp.

Velázquez-López, R. R., Z. Cano-Santana y X. Damián-Domínguez. 2009. Historia natural y biología reproductiva de la flor del tigre, *Tigridia pavonia* (Iridaceae). In: Lot, A. y Z. Cano-Santana (eds.). Biodiversidad del Pedregal de San Ángel. Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel y Coordinación de la Investigación Científica, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F., México. Pp. 329-336.

NOTAS CIENTÍFICAS

SCIENTIFIC NOTES



Acta Botanica Mexicana 121: 161-167 Octubre 2017

Nota científica

Adiciones a la orquideoflora de Tabasco, México

Additions to the orchid flora of Tabasco, Mexico

Marlon Aramis González-Aguilar[1], Carlos Manuel Burelo-Ramos[2,3]

1 Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Biológicas, Carretera Villahermosa-Cárdenas, km 1.5, Centro, Villahermosa, Tabasco, México.
2 Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, División Académica de Ciencias Biológicas, Herbario UJAT, Carretera Villahermosa-Cárdenas, km 1.5, Centro, Villahermosa, Tabasco, México.
3 Autor para la correspondencia: carlos.burelo@ujat.mx

Citar como:
González-Aguilar, M. A. y C. M. Burelo-Ramos. 2017. Adiciones a la orquideoflora de Tabasco, México. Acta Botanica Mexicana 121: 161-167. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1292

Recibido: 17 de julio de 2016.
Revisado: 2 de septiembre de 2016.
Aceptado: 22 de junio de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1292

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: Para el estado de Tabasco se tenía el registro de 116 especies agrupadas en 60 géneros de la familia Orchidaceae, aunque se reconocía que era necesario incrementar el trabajo de campo en zonas poco colectadas e inexploradas. El objetivo de este trabajo es actualizar el listado de Orchidaceae de Tabasco a partir de colectas de material vegetal en diversos ambientes del territorio estatal.

Métodos: Durante el desarrollo y como parte de las actividades del proyecto "Sistemática y florística de la familia Orchidaceae de Tabasco y estado de las poblaciones de tres especies enlistadas en la NOM-059-SEMARNAT-2010", se realizaron recolectas entre los años 2014 y 2015 en todo el territorio estatal, haciendo mayor esfuerzo en las zonas poco exploradas.

Resultados clave: Se adicionan 37 especies y nueve géneros a la orquideoflora del estado, incrementándose a 153 especies, una variedad y 69 géneros. Estos resultados colocan a las Orchidaceae como la tercera familia de angiospermas más numerosa de Tabasco, solo superada por Fabaceae y Poaceae.

Conclusiones: La mayoría de las especies aquí registradas fueron descubiertas en la zona de la Sierra del estado, en los límites con Chiapas y Guatemala, principalmente en la zona montañosa de Huimanguillo. Las poblaciones de muchas de estas especies enfrentan riesgos debido a las actividades agrícolas y ganaderas realizadas en la zona, las cuales provocan la pérdida de su hábitat.

Palabras clave: áreas protegidas, biodiversidad, especies en riesgo, nuevos registros, Orchidaceae.

Abstract:

Background and Aims: The most recent checklist of the family Orchidaceae for the state of Tabasco recognized 116 species grouped in 60 genera. However, field work was necessary in those sparsely collected and unexplored areas. The goal of this work was to update the list of Orchidaceae of Tabasco from collections of plant material in diverse environments of this state.

Methods: In the framework of the project "Systematics and Floristics of the Family Orchidaceae of Tabasco and status of the populations of three species listed in NOM-059-ECOL-2010", orchids were collected between the years 2014 and 2015 in the entire state, focusing on little explored areas.

Key results: 37 species and nine genera are added to the orchid flora of the state, which increases as such to 153 species, one variety and 69 genera. As a consequence, the Orchidaceae is now the third largest angiosperm family in Tabasco, only preceded by Fabaceae and Poaceae.

Conclusions: Most of the species are distributed in the mountains of the state near the border with Chiapas and Guatemala, especially in the mountain chain of Huimanguillo. The populations of many of these species are in danger due to livestock and farming in the region, resulting in habitat loss.

Key words: biodiversity, endangered species, natural preserved areas, new reports, Orchidaceae.

Introducción

Orchidaceae es una de las familias más diversas sobre la tierra, con alrededor de 19,500 especies (Judd et al., 2008) que pertenecen a 736 géneros (Chase et al., 2015), cifra que constantemente se incrementa debido a que anualmente se describen cerca de 500 taxones (Chase et al., 2015). En México esta familia está representada por 1250 especies y 168 géneros (Soto et al., 2007; Salazar, 2013).

En el país la diversidad de orquídeas se concentra sobre todo en la porción sureste del país, en los estados de Chiapas con 719 especies y 149 géneros (Beutelspacher-Baigts y Moreno-Molina, 2013), Oaxaca con 715 especies y 150 géneros (García y Meave, 2011) y Veracruz con 351 especies (Sosa y Gómez-Pompa, 1994). Para el estado de Tabasco hasta ahora se han registrado 116 especies agrupadas en 60 géneros, de acuerdo a Noguera-Savelli y Cetzal-Ix (2014) y Morales-Linares et al. (2015).

Durante el desarrollo del proyecto "Sistemática y florística de la familia Orchidaceae en Tabasco y estado de las poblaciones de tres especies enlistadas en la NOM-059-SEMARNAT-2010", se llevó a cabo trabajo florístico para esta familia de plantas en el estado, con lo que se colectaron y determinaron ejemplares que correspondían a especies no registradas hasta ahora para Tabasco. Estos nuevos registros son aquí mencionados y con ello se actualiza el listado de la orquideoflora del estado.

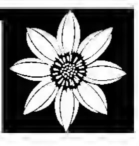
Materiales y Métodos

Se realizó trabajo de campo durante los años 2014 y 2015 en áreas que representaron la mayor superficie del estado, pero particularmente en la región serrana de los municipios Huimanguillo, Tacotalpa, Teapa y Tenosique, donde persisten manchones de vegetación original favorables para la presencia de orquídeas. Esta región había sido explorada previamente por Noguera-Savelli y Cetzal-Ix (2014) y Morales-Linares et al. (2015), pero dada su extensión y lo inaccesible de ciertas zonas, se hacía necesario incrementar el estudio florístico ahí. También se visitó la sabana de Balancán y Huimanguillo, la vegetación riparia de los ríos Usumacinta y San Pedro Mártir en Balancán y Tenosique, así como zonas botánicamente poco exploradas en los municipios Cunduacán, Emiliano Zapata y Jalpa de Méndez. Los ejemplares colectados se depositaron en las colecciones de los herbarios CICY y UJAT. De aquellas especies que no fue posible ver con flores en campo, se colectó un ejemplar para ser cultivado en el Jardín Universitario Botánico "José Narciso Rovirosa" de la División Académica de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, en Villahermosa, Tabasco. Una vez que éste floreció se preparó un espécimen herborizado. Para la asignación de nombres genéricos se siguió la propuesta de clasificación de Chase et al. (2015)

Resultados

Se reportan por primera vez para la flora de Tabasco 37 especies de orquídeas las cuales pertenecen a 25 géneros, nueve de ellos son registrados por primera vez para el estado (Cuadro 1, Figs. 1-5). Los géneros con más especies registradas como nuevos para Tabasco son *Dichaea* Lindl., *Prosthechea* Knowles & Westc., *Sobralia* Ruiz & Pav. y *Stelis* Sw. con tres especies cada uno, seguido de *Maxillaria* Ruiz & Pav., *Elleanthus* C. Presl, *Epidendrum* L. y *Specklinia* Lindl., con dos especies cada uno. Las 37 especies de orquídeas fueron descubiertas en las siguientes localidades: 1) Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, en bosque mesófilo de montaña y selva alta perennifolia, 25 especies; 2) Tenosique, ejido Niños Héroes, en selva alta perennifolia, cinco especies; 3) Macuspana, Agua Blanca, en selva alta perennifolia, tres especies; 4) Balancán, Río San Pedro, en vegetación riparia, dos especies; 5) Centro, Jardín Botánico "José Narciso Rovirosa", una especie; y 6) Teapa, cerro de Cocona, en selva alta perennifolia, una especie (Cuadro 1).

Con estas adiciones, la riqueza de Orchidaceae para Tabasco se incrementa a 153 especies, una de ellas representada por una variedad, las cuales pertenecen a 69 géneros. Estos nuevos registros representan un incremento de 24.1 y 15% en la riqueza específica y genérica respectivamente, a la registrada por Noguera-Savelli y Cetzal-Ix (2014) y Morales-Linares et al. (2015) para las orquídeas del estado.



Cuadro 1: Nuevos reportes de la familia Orchidaceae para el estado de Tabasco.

Arpophyllum giganteum Hartw. ex Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González A. 41* (CICY, UJAT).
Brassia verrucosa Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 33* (UJAT).
Chysis laevis Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 39* (UJAT).
Cranichis sylvatica A. Rich. & Galeotti. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 52* (UJAT).
Dichaea glauca (Sw.) Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 45* (UJAT).
Dichaea muricatoides Hamer & Garay. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 31* (UJAT).
Dichaea suaveolens Kraenzl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 32* (UJAT).
Elleanthus caricoides Nash. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 35* (UJAT).
Elleanthus cynarocephalus (Rchb. f.) Rchb. f. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 27* (UJAT).
Epidendrum diffusum Sw. Tenosique, ejido Niños Héroes de Chapultepec, *M. A. González 09* (UJAT).
Epidendrum paranthicum Rchb. f. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 53* (UJAT).
Gongora galeata (Lindl.) Rchb. f. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 25* (CICY, UJAT).
Guarianthe bowringiana (Veitch) Dressler & W.E. Higgins. Tenosique, ejido Niños Héroes de Chapultepec, *M. A. González 08* (CICY, UJAT).
Habenaria alata Hook. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 24* (UJAT).
Lycaste consobrina Rchb. f. Macuspana, Agua Blanca, *M. A. González y S. A. Córdova 06* (UJAT).
Maxillaria cucullata Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 21* (UJAT).
Maxillaria meleagris Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 47* (UJAT).
Mormodes nagelii L.O. Williams. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 44* (UJAT).
Notylia orbicularis A. Rich. & Galeotti. Balancán, Río San Pedro Mártir, *C. M. Burelo Ramos et al. 414* (UJAT), *526* (UJAT), *547* (UJAT).
Platystele minimiflora (Schltr.) Garay. Macuspana, Agua Blanca, *D. López y S. Zúñiga 01* (UJAT).
Pleurothallis antonensis L.O. Williams. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 18* (UJAT).
Prosthechea baculus (Rchb. f.) W.E. Higgins. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 46* (UJAT).
Prosthechea brassavolae (Rchb. f.) W.E. Higgins. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 37* (CICY, UJAT).
Prosthechea ochracea (Lindl.) W.E. Higgins. Teapa, cerro de Cocona, *R. Rosique 10* (UJAT).
Restrepia muscifera (Lindl.) Rchb. f. ex Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 36* (UJAT).
Scaphyglottis leucantha Rchb. f. Tenosique, ejido Niños Héroes de Chapultepec, *M. A. González 14* (CICY, UJAT).
Sobralia fragrans Lindl. Tenosique, ejido Niños Héroes de Chapultepec, *J. Hernández S. 129* (UJAT), *N. C. Jiménez P. et al. 2001* (UJAT).
Sobralia macdougalli Soto Arenas, Pérez-García & Salazar. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González y C. M. Burelo Ramos 22* (UJAT).
Sobralia macrantha Lindl. Tenosique, ejido Niños Héroes de Chapultepec, *M. A. González 42* (CICY, UJAT).
Specklinia marginata (Lindl.) Pridgeon & M.W. Chase. Balancán, Río San Pedro, *C. M. Burelo Ramos et al. 236* (UJAT), *499* (UJAT), *536* (UJAT).
Specklinia tribuloides (Sw.) Pridgeon & M.W. Chase. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 23* (UJAT).
Stelis bidentata Schltr. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 48* (UJAT).
Stelis leucopogon Rchb. f. Macuspana, Agua Blanca, *M. A. González 03* (UJAT).
Stelis microchila Schltr. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 40* (UJAT).
Stenotyla lendyana (Rchb. f.) Dressler. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 28* (UJAT).
Tichopilia tortilis Lindl. Huimanguillo, ejido Villa de Guadalupe, *M. A. González 34* (UJAT).
Triphora yucatanensis Ames. Centro, Villahermosa, Jardín Botánico "José N. Rovirosa", *M. A. González 07* (UJAT).

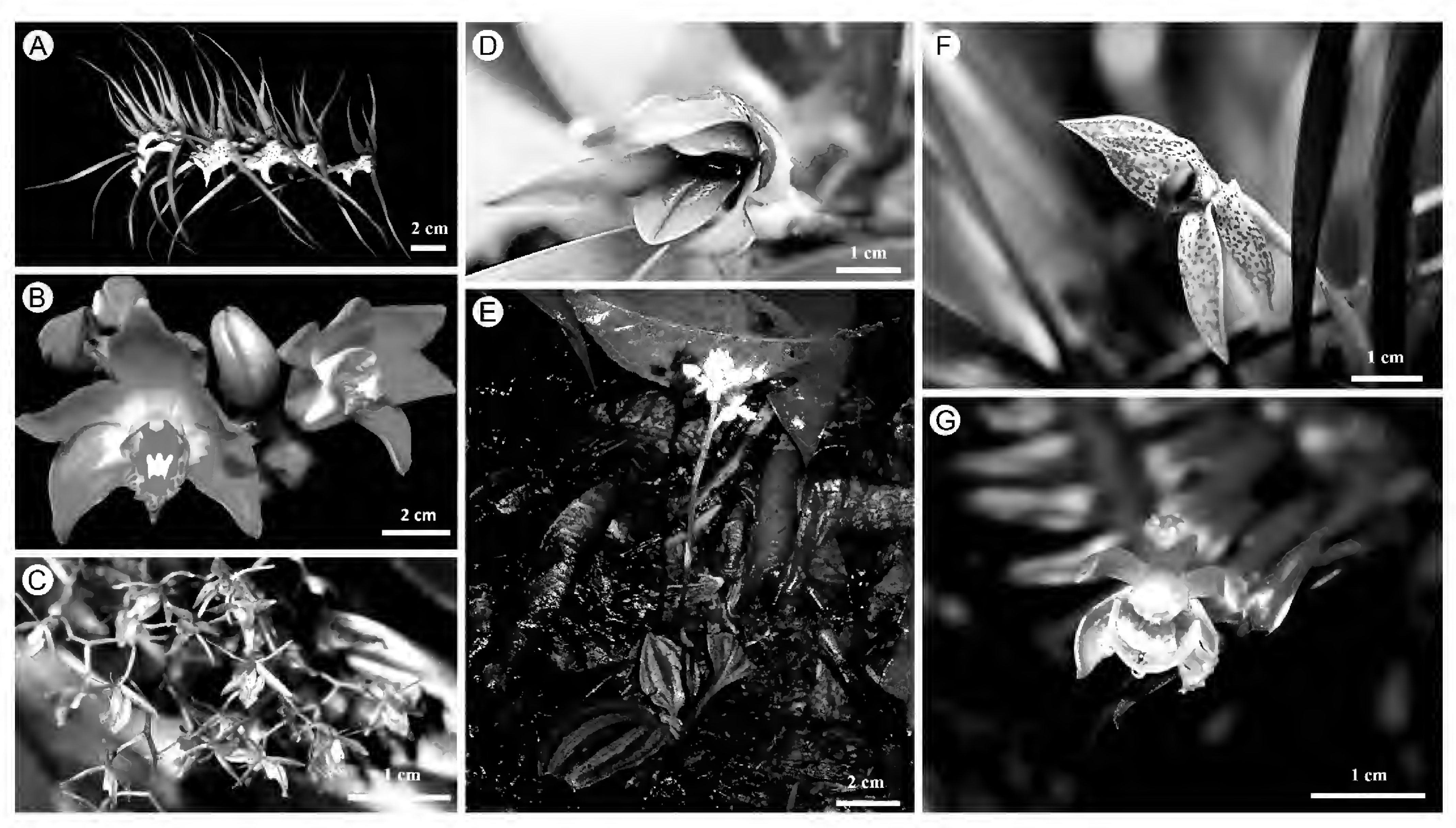


Figura 1: A. *Brassia verrucosa* Lindl.; B. *Chysis laevis* Lindl.; C. *Epidendrum diffusum* Sw.; D. *Maxillaria cucullata* Lindl.; E. *Cranichis sylvatica* A. Rich. & Galeotti; F. *Maxillaria meleagris* Lindl.; G. *Dichaea suaveolens* Kraenzl.

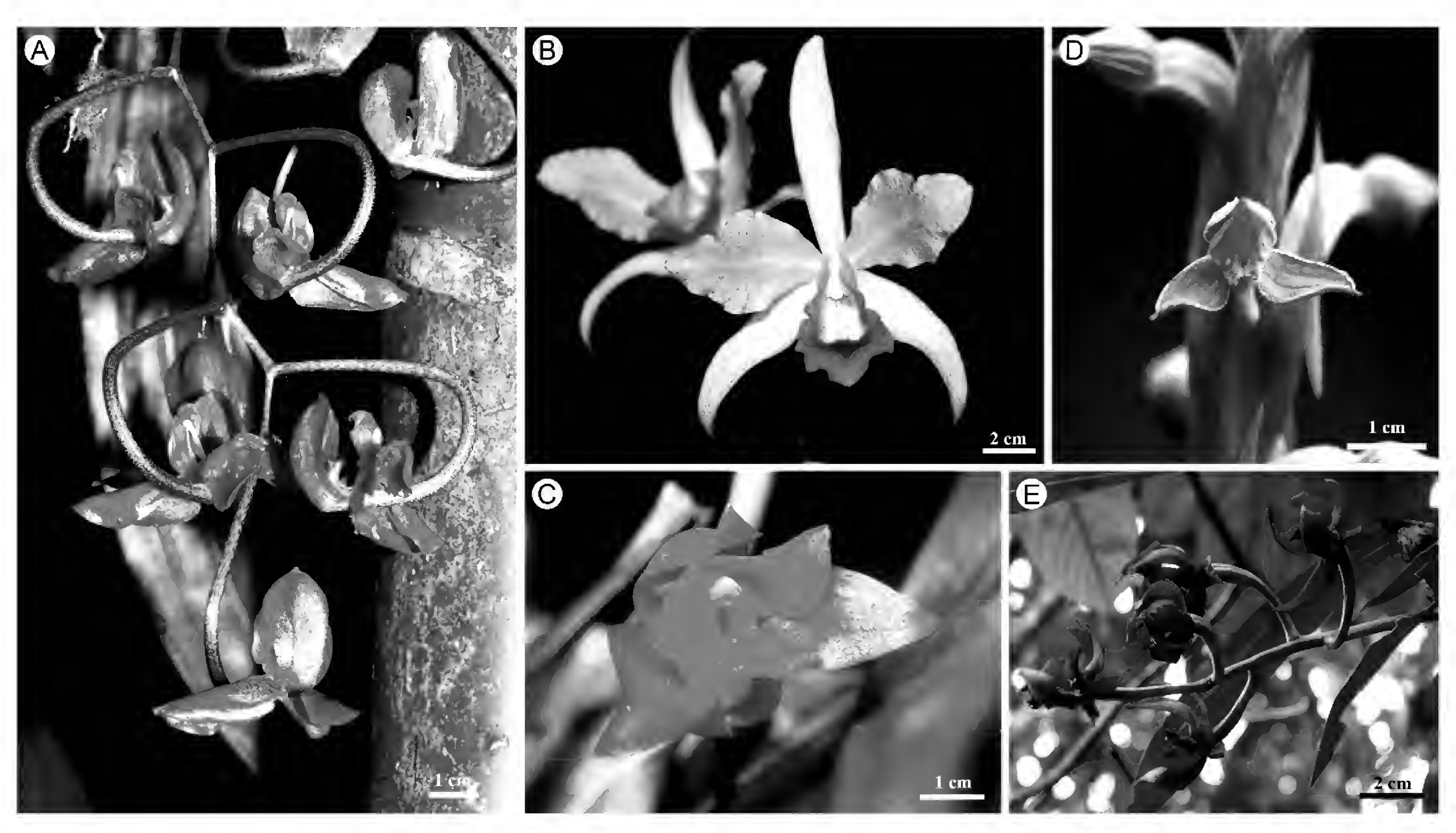
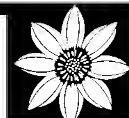


Figura 2: A. *Gongora galeata* (Lindl.) Rchb.; B. *Guarianthe bowringiana* (O'Brien) Dressler & W.E. Higgins; C. *Lycaste consobrina* Rchb. f.; D. *Habenaria alata* Hook.; E. *Mormodes nagelii* L.O. Williams.



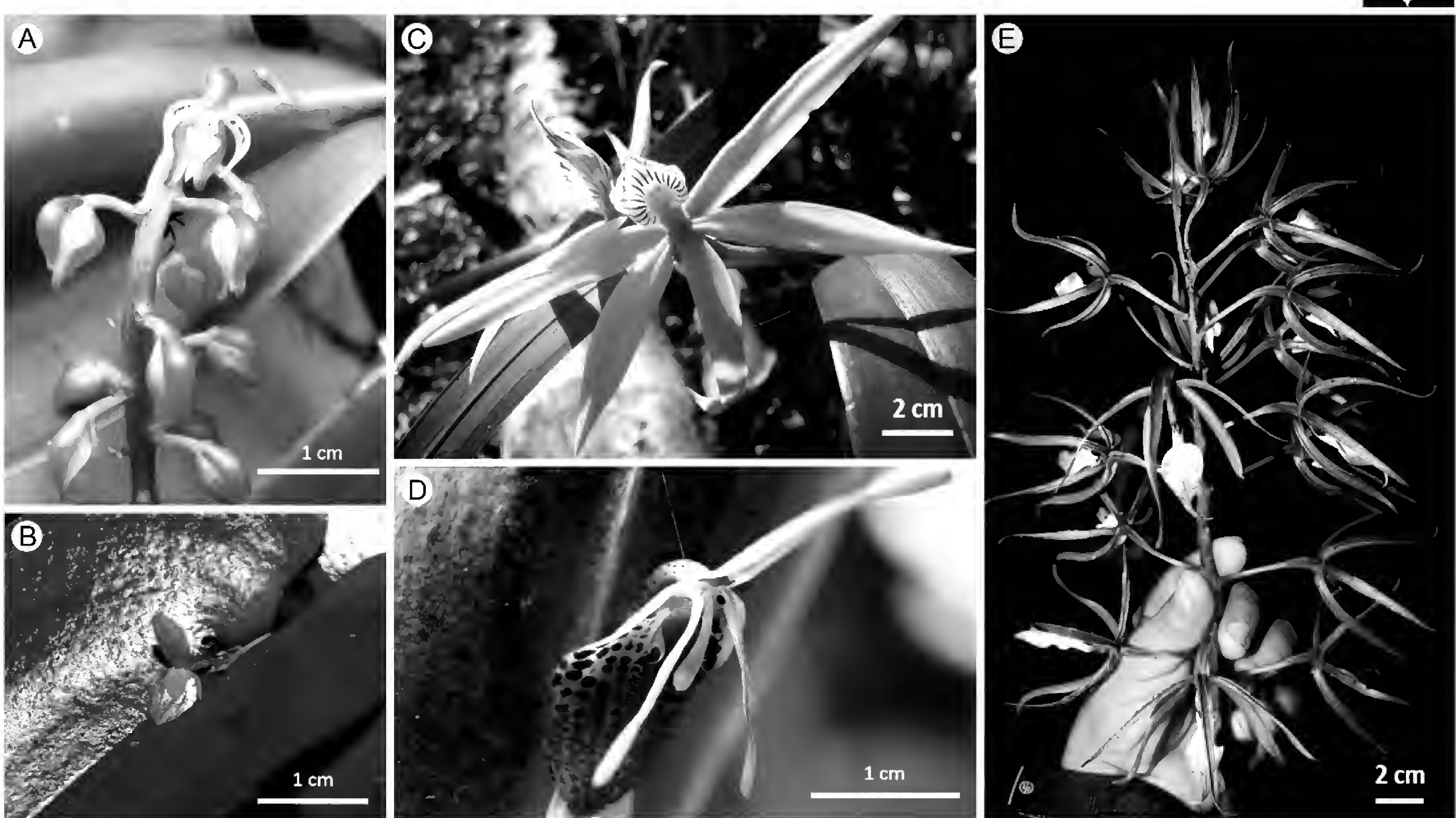


Figura 3: A. *Notylia orbicularis* A. Rich. & Galeotti; B. *Pleurothallis antonensis* L.O. Williams; C. *Prosthechea baculus* (Rchb. f.) W.E. Higgins; D. *Restrepia muscifera* (Lindl.) Rchb. f. ex Lindl.; E. *Prosthechea brassavolae* (Rchb. f.) W.E. Higgins.

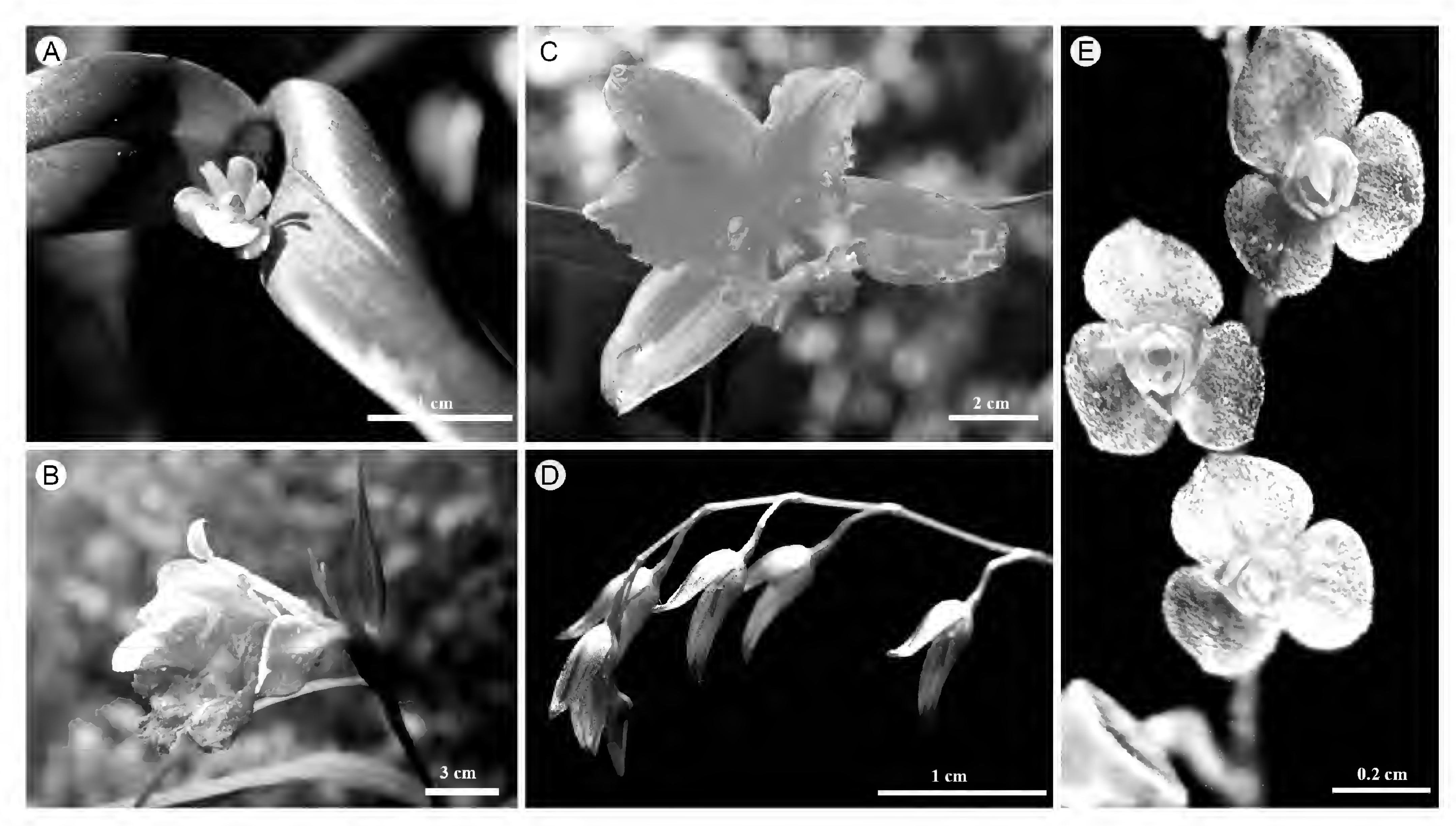


Figura 4: A. *Scaphyglottis leucantha* Rchb. f.; B. *Sobralia macrantha* Lindl.; C. *S. macdougallii* Soto Arenas, Pérez-García & Salazar; D. *Specklinia marginata* (Lindl.) Pridgeon & M.W. Chase; E. *Stelis leucopogon* Rchb. f.

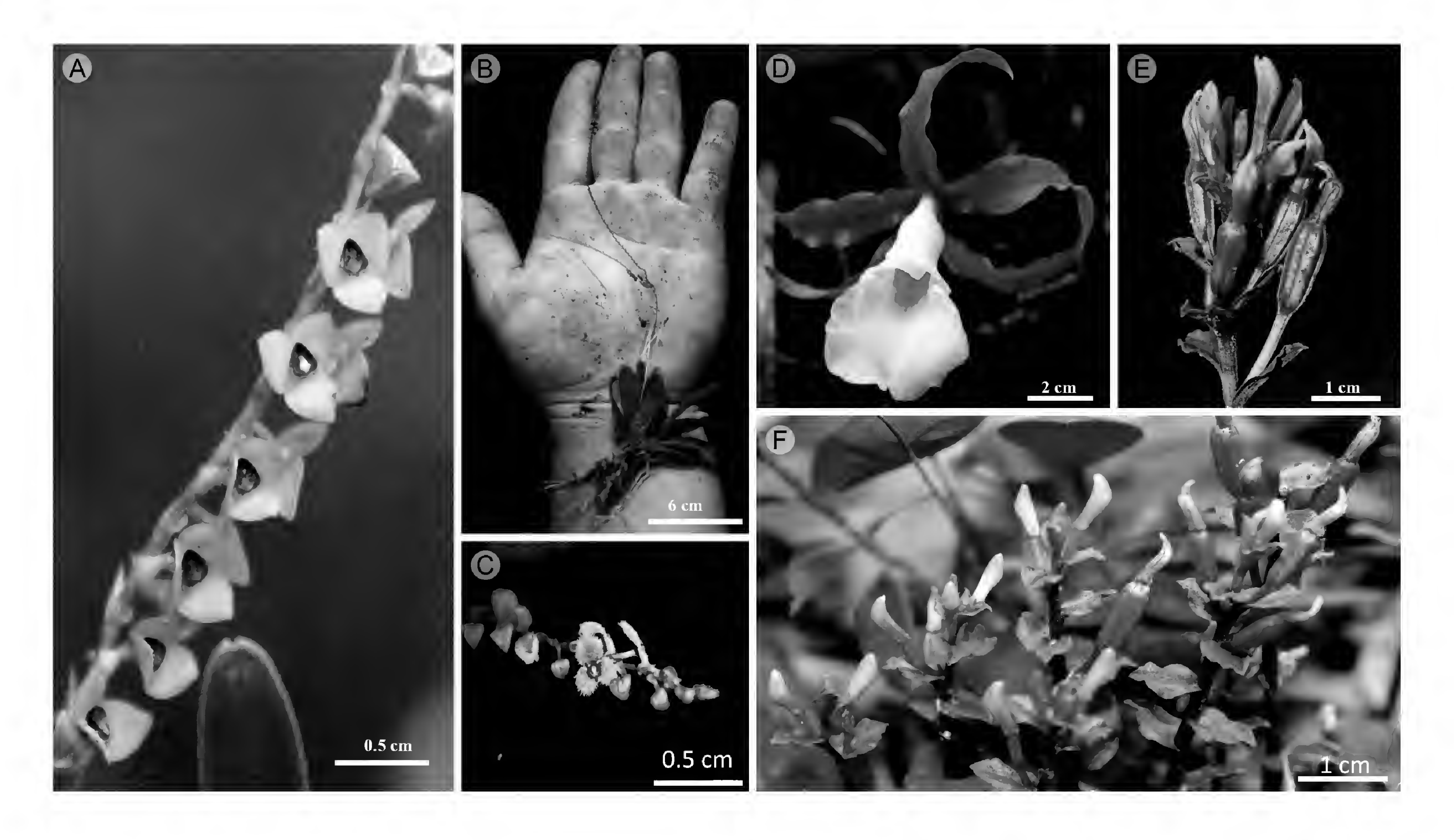


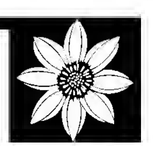
Figura 5: A. *Stelis bidentata* Schltr.; B-C. *Stelis microchila* Schltr.; D. *Trichopilia tortilis* Lindl.; E-F. *Triphora yucatanensis* Ames.

Discusión

Este trabajo incrementa la riqueza conocida de Orchidaceae en Tabasco a 153 especies y una variedad, colocándola como la tercera familia más diversa del estado, solo superada por Fabaceae y Poaceae de acuerdo a la base de datos del Herbario UJAT. La mayoría de los nuevos registros de orquídeas fueron descubiertos en la zona de la sierra de Tabasco, sobre todo en la región de Huimanguillo, donde se localizaron 25 de las 37 especies. Es importante mencionar que la localidad de estas orquídeas, Villa de Guadalupe (Huimanguillo), no se encuentra bajo ningún esquema de protección estatal o municipal, pero la protección de sus bosques es favorecida por las actividades de conservación y ecoturismo que se realizan en la comunidad, la cual además participa en los programas de pago por servicios ambientales.

Resulta interesante la presencia de 153 especies de orquídeas en Tabasco, un estado que ha sufrido una de las tasas de deforestación más alta del país debido a las actividades agrícola y ganadera que han dejado solo 1.65% de la superficie original de selva (Sánchez, 2005). El impacto de esta deforestación posiblemente ha provocado la extinción local de especies, como es el caso de *Chysis limminghei* Linden & Rchb. f., la cual no ha vuelto a ser colectada desde los años 80, a pesar de las múltiples exploraciones para su recolecta, y cuyo hábitat en Tabasco era selva baja inundable. Otro caso es el de *Cycnoches ventricosum* Bateman la cual es difícil de localizar *in situ,* ya que es una especie de flores vistosas; que ha sido objeto de colecta ilegal con fines ornamentales; a esto se suma el cambio de uso de suelo de la selva alta perennifolia que ahora se ha convertido en pastizal y cultivo de temporal (Tudela, 1992).

El descubrimiento de esta diversidad de orquídeas para Tabasco hace ver la importancia de los manchones de vegetación original que aún se encuentran en la Sierra y las zonas riparias del estado, los cuales deben ser considerados como áreas prioritarias para la conservación.



Contribución de autores

CBR y MGA concibieron y diseñaron el estudio y llevaron a cabo las observaciones, la escritura del manuscrito, y su aprobación final.

Financiamiento

El Programa de Fortalecimiento a la Investigación de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco financió el proyecto "Sistemática y florística de la familia Orchidaceae de Tabasco y estado de las poblaciones de tres especies enlistadas en la NOM-059-ECOL-2010" (UJAT-2012-IB13).

Agradecimientos

Al Instituto Tecnológico Superior de los Ríos por su apoyo para colectar en los municipios de Balancán y Tenosique. A Eric Hágsater, German Carnevali Fernández-Concha, Gerardo Salazar, Rodolfo Solano y William Cetzal-Ix por la ayuda en la determinación de algunas especies. A Alejandra Guadalupe Pérez Rodríguez, Doris Córdova Cordova, Ena Exabel Córdova Hernandez, Manuel Jesús Campos Díaz y Saúl Córdova de la Cruz por su valioso apoyo en el trabajo de campo y herbario. A Don Neto, Don Marcelo, El Chivo, El Chucky, El Caballo y El Zorro, por su apoyo durante el trabajo de campo.

Literatura citada

Beutelspacher-Baigts, C. R. e I. Moreno-Molina. 2013. Orquídeas, la biodiversidad en Chiapas: Estudio de Estado. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO) y Gobierno del Estado de Chiapas. México, D.F., México. Pp. 154-157.

Chase, M. W., C. M. Cameron, J. V. Freudenstein, A. M. Pridgeon, G. Salazar, C. Van den Berg y A. Schuiteman. 2015. An updated classification of Orchidaceae. Botanical Journal of the Linnean Society 177: 151-174. DOI: http://dx.doi.org/10.1111/boj.12234

García, M. A. J. y J. A. E. Meave (eds.). 2011. Diversidad florística de Oaxaca: de musgos a angiospermas (colecciones y lista de especies).Universidad Nacional Autónoma de México y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. 352 pp.

Judd, W. S., C. S. Campbell, E. A. Kellogg, P. F. Stevens y M. J. Donoghue. 2008. Plant Systematics: A Phylogenetic Approach. 3rd ed. Sinauer Associates. Sunderland, USA. 610 pp.

Morales-Linares, J., T. Toledo-Aceves, A. Flores-Palacios, T. Krömer y J. G. García-Franco. 2015. Registros nuevos de Orchidaceae para el estado de Tabasco, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 86(4): 1083-1088. DOI: https://doi.org/10.1016/j.rmb.2015.05.013

Noguera-Savelli, E. y W. Cetzal-Ix. 2014. Revisión e integración del conocimiento de las Orchidaceae de Tabasco, México. Botanical Sciences 92(4): 519-540. DOI: http://dx.doi.org/10.17129/botsci.117

Salazar, G. A. 2013. Two additions to the Mexican Orchid flora. Revista Mexicana de Biodiversidad 84(1): 378-380. DOI: https://doi.org/10.7550/rmb.26896

Sánchez, A. M. 2005. Uso del Suelo Agropecuario y Deforestación en Tabasco 1950-2000. División Académica de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Tabasco, México. 123 pp.

Sosa, V. y A. Gómez-Pompa. 1994. Lista florística. Flora de Veracruz 82: 1-245.

Soto, M. A., R. Solano y E. Hágsater. 2007. Risk of extinction and patterns of diversity loss in Mexican orchids. Lankesteriana 7(1-2): 114-121. DOI: http://dx.doi.org/10.15517/lank.v7i1-2.18449

Tudela, F. 1992. La modernización forzada del trópico: el caso de Tabasco. Instituto Politécnico Nacional, Centro de Investigación y de Estudios Avanzados; Federación Internacional de Institutos de Estudios Avanzados: Instituto de Investigaciones de las Naciones Unidas para el Desarrollo Social; El Colegio de México. México, D.F., México. 477 pp.

Primer registro de *Vigna vexillata* (Fabaceae, Faboideae) en Sinaloa, México

First record of *Vigna vexillata* (Fabaceae, Faboideae) for Sinaloa, Mexico

Francisco Amador-Cruz[1,3], Daniel Benítez-Pardo[1], Raquel Briseño-Dueñas[2]

1 Universidad Autónoma de Sinaloa, Facultad de Ciencias del Mar, Laboratorio de Botánica Acuática, Paseo Claussen s.n., Col. Los pinos, Apdo. postal 610-82000 Mazatlán, Sinaloa, México.
2 Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Unidad Académica Mazatlán, Av. Joel Montes Camarena s.n., Col. Cerro del Vigía, 82040 Mazatlán, Sinaloa, México.
3 Autor para la correspondencia: famadorc.facimar@uas.edu.mx; facbio2000@hotmail.com

Citar como:
Amador-Cruz, F., D. Benítez-Pardo y R. Briseño-Dueñas. 2017. Primer registro de *Vigna vexillata* (Fabaceae, Faboideae) en Sinaloa, México. Acta Botanica Mexicana 121: 169-176. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1243

Recibido: 18 de abril de 2017.
Revisado: 16 de mayo de 2017.
Aceptado: 23 de junio de 2017.

DOI:
http://dx.doi.org/10.21829/abm121.2017.1243

Resumen:

Antecedentes y Objetivos: La Flora de Sinaloa está compuesta por 3736 especies registradas; sin embargo, su conocimiento es relativamente escaso y la mayoría de los estudios florísticos se han realizado en la porción norte, por lo cual se desarrolló en la zona sur el presente trabajo. Éste tiene como objetivo contribuir al conocimiento de dicha flora, a través de un nuevo registro para la especie *Vigna vexillata*, a nivel estatal.

Métodos: Se realizaron cinco salidas a lo largo de la zona de estudio, durante las cuales se recolectaron plantas, siguiendo las recomendaciones para la preparación de ejemplares botánicos; estas se determinaron con ayuda de bibliografía taxonómica especializada.

Resultados clave: Se encontró un taxon del género *Vigna* que no estaba reportado para la flora del estado de Sinaloa. Se reconoce por presentar el giro de quilla hacia la izquierda; las estípulas foliales cordadas; un fruto terete lineal y la pubescencia marrón. La especie fue colectada en la zona costera de Escuinapa. El registro extiende la distribución de la especie a una zona más norteña.

Conclusiones: Este registro sugiere la necesidad de continuar con los trabajos de flora en la zona sur de Sinaloa, ya que es un área escasamente estudiada y que presenta una gran variedad de tipos de vegetación, los cuales han permanecido inexplorados.

Palabras clave: florística, norte de México, sur de Sinaloa, taxonomía.

Abstract:

Background and Aims: The Flora of Sinaloa consists of 3736 species; however, the knowledge of it is scarce. Most of the studies have been carried out in the northern portion, whereas the present work was developed in the south zone. The objective is to contribute to the knowledge of this flora, through a new record of the species *Vigna vexillata* at state level.

Methods: Throughout the study area, five field trips were carried out, during which plants were collected, following the recommendations for the preparation of botanical specimens; these were determined with specialized taxonomic bibliography.

Key results: A taxon of the genus *Vigna* was determined, which to date was not reported for the flora of Sinaloa. It is recognized for presenting the keel turn to left, cordate stipules, terete and linear fruit, and brown pubescence. The species was collected in the Escuinapa coastal area. This record extends the distribution of the species to a more northern area.

Conclusions: This record suggests the need to continue observing the flora in the south area of the state of Sinaloa, since it is scarcely studied and presents a great variety of types of vegetation, which have remained unexplored.

Key words: floristics, north Mexico, south Sinaloa, taxonomy.

Introducción

La flora del estado de Sinaloa ha sido escasamente estudiada a pesar de albergar una gran riqueza vegetal debido a que se encuentra en una zona de confluencia de dos provincias florísticas: la Costa Pacífica y la Planicie Costera del Noroeste (Vega-Aviña, 2000; Rzedowski, 2006). No se tiene una estimación real del número de especies en el estado; se tenían contempladas 3500 (Vega-Aviña, 2000), pero Villaseñor-Ríos y Ortiz-Bermúdez (2014) mencionan 2922, y los estudios más recientes de Villaseñor-Ríos (2016) establecen 3736, de las cuales 69 son endémicas de México y dos tienen distribución restringida al estado.

La mayoría de los trabajos botánicos se han enfocado a la porción norte de Sinaloa: Brandegee (1905, 1906); Ponce de León (1909); Riley (1923a, b, c, d, 1924); González-Ortega (1929); Shreve (1934, 1937); Gentry (1946a, b, 1948); Vega-Aviña (2000); Vega-Aviña et al. (2000, 2008) y Saturnino-Díaz (2008). De la zona sur sólo se tienen reportados los estudios de Flores-Campaña et al. (1996) y Van Devender et al. (2012), los cuales abarcan los municipios Concordia y Mazatlán.

Los trabajos mencionados reportan al menos una especie del género *Vigna* Savi; en total se tienen registradas tres para Sinaloa: *V. adenantha* (G. Mey.) Maréchal, Mascherpa & Stainier, *V. speciosa* (Kunth) Verdc. y *V. peduncularis* Fawc. & Rendle. El género *Vigna* es pantropical (Delgado-Salinas et al., 2011) e incluye cerca de 100 especies, distribuidas en siete subgéneros (Aitawade et al., 2012). Los subgéneros *Plectotropis* y *Ceratotropis* se caracterizan por presentar un giro en la quilla hacia la izquierda; dentro del primero encontramos a la especie *Vigna vexillata* (L.) A. Rich. (Karuniawan et al., 2006; Delgado-Salinas et al., 2011).

El objetivo del presente trabajo es registrar y describir a *Vigna vexillata* para el estado de Sinaloa, así como presentar la distribución del taxon y de esta manera contribuir al conocimiento de la flora estatal.

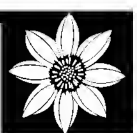
Materiales y Métodos

La región Palmito del Verde se ubica en la zona sur del estado de Sinaloa, la mayoría de su superficie pertenece al municipio de Escuinapa y una pequeña parte al municipio de Rosario, se encuentra entre las coordenadas 22°49'47.2"N, 106°01'13.2"O y 22°28'32.98"N, 105°40'51.6"O (Fig. 1).

A lo largo de la zona de estudio se realizaron cinco salidas de campo (de enero a marzo de 2017), en las cuales se recorrieron diferentes rutas para poder obtener un inventario florístico; las muestras botánicas fueron colectadas siguiendo la metodología propuesta por Lot y Chiang (1986). Posteriormente fueron llevados al Laboratorio de Botánica Acuática de la Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Autónoma de Sinaloa, donde se determinaron con la bibliografía taxonómica especializada de McVaugh (1987), Beyra y Reyes-Artiles (2004) y Delin y Thulin (2010). Asimismo, se corroboró su identidad con especialistas del género, y finalmente se depositaron en el herbario Jesús González Ortega (UAS), en Culiacán, Sinaloa, de la Universidad Autónoma de Sinaloa.

Resultados

Durante el proceso de determinación de los especímenes colectados para el proyecto "Caracterización de la vegetación y composición florística del sur de Sinaloa, con fines de manejo y conservación", realizados en 2017, se encontraron ejemplares del género *Vigna*, distintos a *V. adenantha*, *V. speciosa* y *V. peduncularis*, especies conocidas para el estado (Brandegee, 1905, 1906; Ponce de León, 1909; Riley 1923a, b, c, d, 1924; González-Ortega, 1929; Shreve, 1934, 1937; Gentry, 1946a, b, 1948; McVaugh, 1987; Flores-Campaña et al., 1996; Vega-Aviña, 2000; Vega-Aviña et al., 2000; Saturnino-Díaz, 2008; Vega-Aviña et al., 2008; Van Devender et al., 2012; Villaseñor-Ríos, 2016). La identidad de las muestras botánicas corresponde a *V. vexillata,* la cual constituye un nuevo registro para la entidad. A pesar de ser una especie morfológicamente variable, se puede determinar fácilmente debido a que la quilla tiene un giro hacia la izquierda, las estípulas foliales son cordadas, y el fruto es terete, linear, alrededor de 10 cm de largo, 4-5 mm de diámetro y presenta pubescencia marrón (Hedström y Thulin, 1986; McVaugh, 1987; Karuniawan et al., 2006).



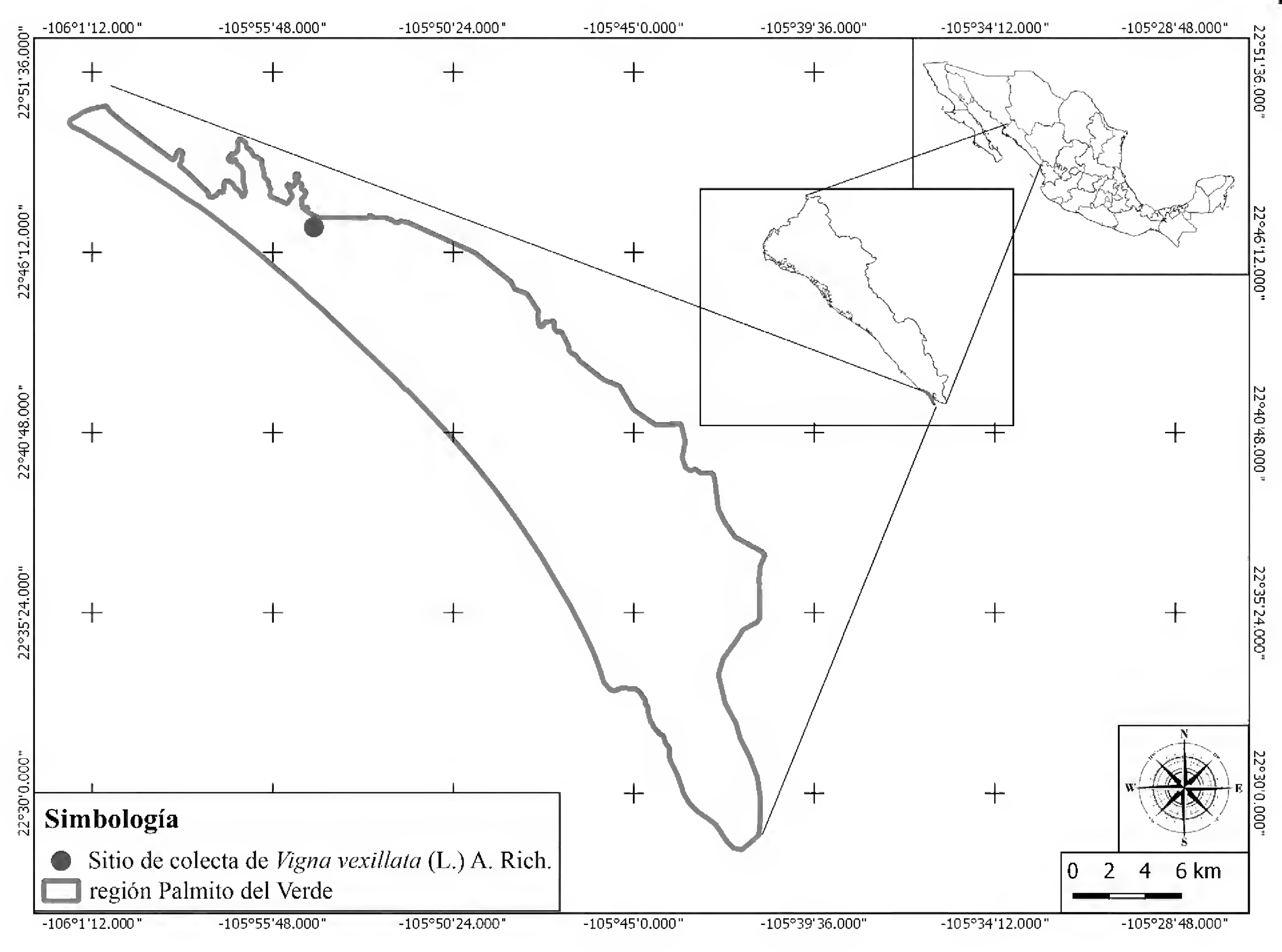


Figura 1: Distribución geográfica de *Vigna vexillata* (L.) A. Rich., dentro de la región Palmito del Verde, Sinaloa, México. Francisco Amador-Cruz.

La especie se localizó a dos metros de un cuerpo de agua, cuya profundidad varía según la época del año y se encuentra en la zona de conservación del proyecto Centro Integralmente Planeado y Sustentable (CIP), Playa Espíritu, Escuinapa, Sinaloa, del Fondo Nacional de Fomento al Turismo (FONATUR), en las coordenadas 22°46'52.4"N, 105°54'36.2"O (Fig. 1).

Los individuos observados presentaron flor y fruto en los meses de febrero y marzo. El medio donde habita la planta está rodeado por vegetación secundaria de selva baja caducifolia, con una dominancia de *Acacia pennatula* (Schltdl. & Cham.) Benth. y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC., así como elementos de vegetación acuática (*Typha domingensis* Pers. y *Cyperus* sp.). La especie utilizaba de soporte a individuos de *Tephrosia cinerea* Pers., *Cyperus* sp. y *Acacia pennatula*.

Ejemplares examinados: MÉXICO. Sinaloa, municipio Escuinapa, Las Cabras; 22°46'52.4"N, 105°54'36.2"O, 6.II.2017, *Amador-Cruz 26* (UAS), *27* (UAS), *28* (UAS), *29* (UAS) (Figs. 2, 3).

Discusión

La especie *Vigna vexillata* se desarrolla en los trópicos y subtrópicos de ambos hemisferios, teniendo dos centros de diversificación: África y Asia (Beyra y Reyes-Artiles, 2004; Karuniawan et al., 2006). De manera particular en América, a pesar de ser una especie introducida, se considera naturalizada, desarrollándose en ambientes de vegetación secundaria de selva baja caducifolia o selva mediana subcaducifolia. Su mecanismo de dispersión es mediante legumbres espermobólicas, las cuales son bas-

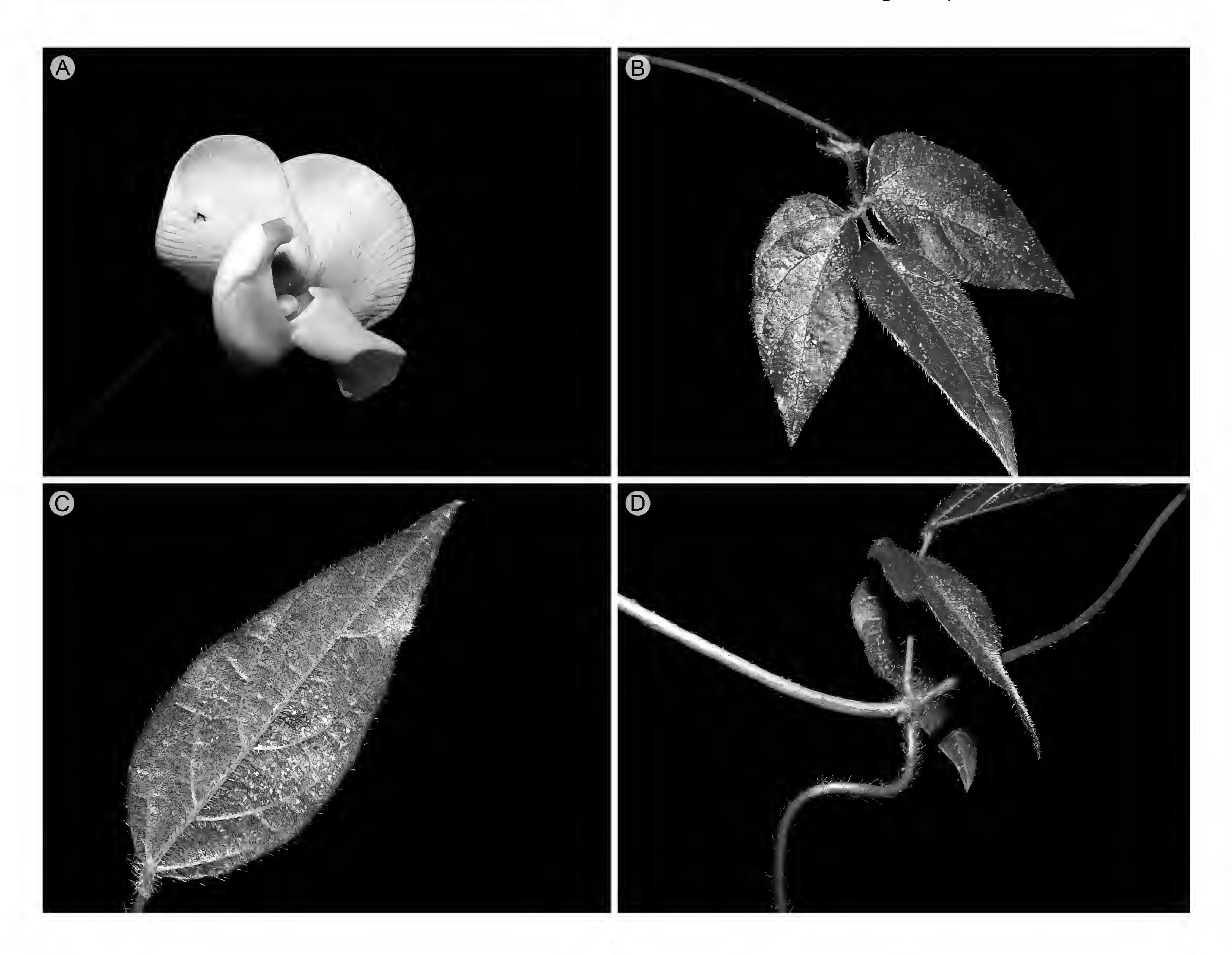


Figura 2: *Vigna vexillata* (L.) A. Rich. A. flor de la planta en su hábitat; B. hoja trifoliolada con borde entero y abundante pubescencia; C. detalle de un foliolo por el envés; D. detalles del tallo y punto de inserción de la hoja. Fotografías: Francisco Amador-Cruz.

tante eficientes (Díaz-Suárez y Ríos-Albuerne, 2017) y aseguran la dispersión a cierta distancia de la planta madre (Wilson, 1981). Se reportan diferentes usos para la especie como el medicinal, forrajero, control de erosión y comestible (raíz) (Beyra y Reyes-Artiles, 2004; GRIN-GLOBAL, 2006; Karuniawan et al., 2006).

En México se tienen reportes de la especie para Campeche, Chiapas, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Quintana Roo, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán. Con este nuevo registro el estado de Sinaloa se considera como el límite más septentrional de la costa occidental mexicana (McVaugh, 1987; Vibrans-Lindemann, 2011; Villaseñor-Ríos, 2016; TROPICOS, 2017).

Conclusiones

Este registro sugiere la necesidad de continuar con los estudios de flora en la zona sur de Sinaloa, ya que es un área escasamente estudiada y que presenta una gran variedad de tipos de vegetación, los cuales han permanecido inexplorados hasta hace poco tiempo, debido al difícil acceso. El conocimiento generado se podría encaminar al aprovechamiento de esos recursos.

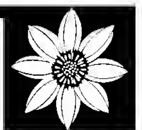


Figura 3: *Vigna vexillata*. Ejemplar herborizado y almacenado en el herbario Jesús González Ortega (UAS). Fotografía: Francisco Amador-Cruz.

Contribuciones de autores

FAC y DBP llevaron a cabo las recolectas de ejemplares botánicos. FAC realizó la determinación de los ejemplares, la toma de fotografías y la revisión de los estudios de referencia. RBD fue responsable de obtener los permisos necesarios para ingresar a las instalaciones del CIP del FONATUR. FAC escribió el documento con el apoyo de DBP y RBD. Todos los autores contribuyeron a la discusión, revisión y aprobación del manuscrito.

Financiamiento

Este estudio fue apoyado por el Programa de Fomento y Apoyo a Proyectos de Investigación (PROFAPI) otorgado por la Universidad Autónoma de Sinaloa (número de proyecto PROFAPI2015/039) a DBP, y por el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (número de beca 769304) a FAC.

Agradecimientos

Al programa de Maestría en Ciencias en Recursos Acuáticos, de la Facultad de Ciencias del Mar, de la Universidad Autónoma de Sinaloa; al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (beca 769304); a Josué de la Cruz Esparza, Julieta Álvarez Servín y Edith Flores Wence por el apoyo en el trabajo de campo; a Alfonso Delgado Salinas, Rito Vega Aviña y Heike Vibrans Lindemann por el apoyo en la determinación de la especie; a María Isabel Ramírez Ochoa por sus comentarios y sugerencias para enriquecer el manuscrito; al FONATUR por el acceso a sus instalaciones y a los revisores anónimos por sus valiosos comentarios y sugerencias.

Literatura citada

Aitawade, M. M., S. P. Sutar, S. R. Rao, S. K. Malik, S. R. Yadav y K. V. Bhat. 2012. Section *Ceratotropis* of subgenus *Ceratotropis* of *Vigna* (Leguminosae-Papilionoideae) in India with a new species from northern Western Ghats. Rheedea 22(1): 20-27.

Arriaga-Cabrera, L., V. Aguilar-Sierra y J. M. Espinoza. 2009. Regiones prioritarias y planeación para la conservación de la biodiversidad. In: Dirzo, R., R. Gónzalez e I. J. March (comps.). 2009. Capital natural de México, Vol. II: Estado de conservación y tendencias de cambio. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. Pp. 433-457.

Beyra, A. y G. Reyes-Artiles. 2004. Revisión taxonómica de los géneros *Phaseolus* y *Vigna* (Leguminosae-Papilionoideae) en Cuba. Anales del Jardín Botánico de Madrid 61(2): 135-154. DOI: http://dx.doi.org/10.3989/ajbm.2004.v61.i2.41

Brandegee, T. S. 1905. Plants from Sinaloa, Mexico. Zoe 5(10): 196-226.

Brandegee, T. S. 1906. Plants from Sinaloa, Mexico. Zoe 5(11): 241-246.

Delgado-Salinas, A., M. Thulin, R. Pasquet, N. Weeden y M. Lavin. 2011. *Vigna* (Leguminosae) sensu lato: the names and identities of the american segregate genera. American Journal of Botany 98(10): 1694-1715.

Delin, W. y M. Thulin. 2010. *Vigna*. Flora de China. URL: http://flora.huh.harvard.edu/china/mss/volume10/FOC_10_Fabaceae_all.pdf/ (consultado febrero de 2017).

Díaz-Suárez, L. y C. Ríos-Albuerne. 2017. Diásporas de las arvenses más agresivas en los agroecosistemas de Cuba. Revista Centro Agrícola 44(2): 75-82.

Flores-Campaña, L. M., R. Vega-Aviña, D. Benítez-Pardo y F. Hernández-Álvarez. 1996. Flora de Isla Venados, bahía de Mazatlán, Sinaloa, México. Anales Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Botánica 67(2): 283-301.

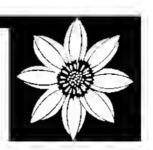
Gentry, H. S. 1946a. Sierra Tacuichamona-a Sinaloa plant locale. Bulletin of the Torrey Botanical Club 73(4): 356-362. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2481546

Gentry, H. S. 1946b. Notes on the vegetation of Sierra Surotato in Northern Sinaloa. Bulletin of the Torrey Botanical Club 73(5): 451-462. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2481592

Gentry, H. S. 1948. Additions to the flora of Sinaloa and Nuevo Leon. Brittonia 6(3): 309-331. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2804834

González-Ortega, J. 1929. Flora indígena de Sinaloa. Boletín de pro-cultura regional, Mazatlán 1(1): 1-12.

GRIN-GLOBAL. 2006. *Vigna vexillata* (L.) A. Rich. U.S. National Plant Germplasm System. URL: https://npgsweb.ars-grin.gov/gringlobal/taxonomydetail.aspx?41649 (consultado febrero de 2017).



Hedström, I. y M. Thulin. 1986. Pollination by a hugging mechanism in *Vigna vexillata* (Leguminosae-Papilionoideae). Plant Systematics and Evolution 154(3): 275-283. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/BF00990129

Karuniawan, A., A. Iswandi, P. R. Kale, J. Heinzemann y W. J. Grüneberg. 2006. *Vigna vexillata* (L.) A. Rich. cultivated as a root crop in Bali and Timor. Genetic Resources and Crop Evolution 53(1): 213-217. DOI: http://dx.doi.org/10.1007/s10722-005-1654-5

Lot, A. y F. Chiang (comps.). 1986. Manual de Herbario. Administración y manejo de colecciones, técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos. Consejo Nacional de la Flora de México, A.C. México, D.F., México. 142 pp.

McVaugh, R. 1987. Leguminosae. Flora Novo-Galiciana 5: 1-786.

Ponce de León, R. 1909. Ligeros apuntes sobre la flora del Estado de Sinaloa. Talleres Tipográficos de Julio G. Arce “Rosales” Núm. 24. Culiacán, México. 33 pp.

Riley, L. A. M. 1923a. Contributions to the Flora of Sinaloa: I. Bulletin of Miscellaneous Information (Kew) 1923(3): 103-115. DOI: http//dx.doi.org/10.2307/4118296

Riley, L. A. M. 1923b. Contributions to the Flora of Sinaloa: II. Bulletin of Miscellaneous Information (Kew) 1923(4): 163-175. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/4118538

Riley, L. A. M. 1923c. Contributions to the Flora of Sinaloa: III. Bulletin of Miscellaneous Information (Kew) 1923(9): 333-346. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/4120239

Riley, L. A. M. 1923d. Contributions to the Flora of Sinaloa: IV. Bulletin of Miscellaneous Information (Kew) 1923(10): 388-401. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/4115420

Riley, L. A. M. 1924. Contributions to the Flora of Sinaloa: V. Bulletin of Miscellaneous Information (Kew) 1924(5): 206-222. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/4111748

Rzedowski, J. 2006. Vegetación de México. 1ra. ed. digital. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F., México. 504 pp.

Saturnino-Díaz, J. 2008. Diversidad florística y estructura de la vegetación de las islas de los sistemas lagunares Navachiste y Macapule, del norte de Sinaloa. Tesis de maestría. Instituto Politécnico Nacional-Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional. Guasave, México. 133 pp.

Shreve, F. 1934. Vegetation of the Northwestern Coast of Mexico. Bulletin of the Torrey Botanical Club 61(7): 373-380. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2481022

Shreve, F. 1937. Lowland vegetation of Sinaloa. The Bulletin of the Torrey Botanical Club 64(9): 605-613. DOI: http://dx.doi.org/10.2307/2481132

TROPICOS. 2017. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. URL: http://tropicos.org/Home.aspx (consultado marzo de 2017).

Van Devender, T. R., M. Ruiz Guerrero, A. L. Reina Guerrero, P. Mejía Mora, S. Guido Sánchez y A. M. van der Heiden. 2012. Flora de La Guásima, Concordia, Sinaloa, México. Región Prioritaria para la Conservación. Versión 1.0 (agosto 2012). 49 pp. URL: http://www.ciad.mx/herbario (consultado febrero de 2017).

Vega-Aviña, R. 2000. Catálogo y base de datos preliminar de la flora de Sinaloa. Universidad Autónoma de Sinaloa. Facultad de Agronomía. Informe final Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad-Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (SNIB-CONABIO) proyecto No. L057. México, D.F., México. 40 pp.

Vega-Aviña, R., H. Aguilar-Hernández, J. A. Gutiérrez-García, J. A. Hernández-Vizcarra, I. F. Vega-López y J. L. Villaseñor-Ríos. 2000. Endemismo regional presente en la flora del municipio de Culiacán, Sinaloa, México. Acta Botanica Mexicana 53: 1-15. DOI: http://dx.doi.org/10.21829/abm53.2000.858

Vega-Aviña, R., J. L. Villaseñor-Ríos, I. N. Vega-López, J. A Gutiérrez-García, J. A. Hernández-Vizcarra, H. Aguiar-Hernández, G. A. Bojórquez-Bojórquez, J. M. Aguilar-Patiño y F. Hernández-Álvarez. 2008. Listados Florísticos de Sinaloa I. Flora del municipio de Culiacán, Sinaloa, México. Universidad Autónoma de Sinaloa; Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Culiacán, México. 81 pp.

Vibrans-Lindemann, H. (ed.). 2011. Malezas de México, Ficha *Vigna vexillata* (L.) A. Rich. URL: http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/fabaceae/vignavexillata/fichas/ficha.htm (consultado marzo de 2017).

Villaseñor-Ríos, J. L. 2016. Catálogo de las plantas vasculares nativas de México. Revista Mexicana de Biodiversidad 87(3): 559-902. DOI: http://dx.doi.org/10.1016/j.rmb.2016.06.017

Villaseñor-Ríos, J. L. y E. Ortiz-Bermúdez. 2014. Biodiversidad de las plantas con flores (División Magnoliophyta) en México. Revista Mexicana de Biodiversidad 85: 134-142. DOI: http://dx.doi.org/10.7550/rmb.31987

Wilson, A. K. 1981. *Euphorbia heterophylla*; a review of distribution, importance and control. Tropical Pest Management 27(1): 32-38. DOI: http://dx.doi.org/10.1080/09670878109414169

Acta Botanica Mexicana
núm. **121** Octubre **2017**

abm.ojs.inecol.mx